

Untersuchungen zur Haltung von
Scheloribates laevigatus, Liebstadia similis
und Pilogalumna tenuiclavus und
deren Infektion mit Moniezia expansa

Peter Skorski

Diss München
1984



Aus dem Institut für Vergleichende Tropenmedizin
und Parasitologie der Tierärztlichen Fakultät
der Universität München

Vorstand: Prof. Dr. Dr. h.c. J. Boch

Untersuchungen zur Haltung von *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis* und *Pilogalumna tenuiclavus* und deren Infektion mit *Moniezia expansa*

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von
Peter Skorski
aus
Leipzig

München 1984

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Universität München

Dekan: Prof. Dr. W. Leidl

Referent: Prof. Dr. Dr. h.c. J. Boch

Korreferent: Prof. Dr. H.G. Buschmann

Tag der Promotion: 24. Februar 1984

DISSERTATIONS - UND FOTODRUCK FRANK GmbH
8000 München 2, Gabelsbergerstraße 15, Tel. 2809090

Inhaltsverzeichnis

	Seite
I. Einleitung	1
II. Sammlung und Haltung von Oribatiden und ihre Infektion mit Moniezia-Eiern (anhand der Literatur)	2
III. Eigene Untersuchungen	
A. Material und Methoden	17
B. Ergebnisse	
1. Vorkommen von Oribatiden	25
2. Haltung von Scheloribates laevigatus, Liebstadia similis, Pilogalumna tenuiclavus und Eupelops occultus im Labor	28
3. Experimentelle Infektion von Scheloribates laevigatus, Liebstadia similis und Pilogalumna tenuiclavus mit Moniezia expansa	37
IV. Besprechung der Ergebnisse	46
V. Zusammenfassung	58
Summary	59
VI. Literaturverzeichnis	60
Lebenslauf	



Digitized by the Internet Archive
in 2026

I. Einleitung

Wiederkäuer-Bandwürmer der Gattung *Moniezia* treten in Weidegebieten vielfach gehäuft auf und verursachen vor allem bei Jungtieren in Problembetrieben erhebliche Leistungsminderungen. Auch wenn die Entwicklung dieser anoplocephaliden Zestoden seit 1937 bekannt ist, gibt es nur wenige und teilweise widersprüchliche Beobachtungen über die Epidemiologie dieser Parasitose. Insbesondere wurde die Rolle der Zwischenwirtsmilben im deutschsprachigen Raum kaum näher untersucht.

Es war deshalb das Ziel der vorliegenden Arbeit, die auf einer mit *Moniezia* infizierten Schafweide vorkommenden Oribatiden zu isolieren und zu bestimmen, eine optimale Milbenhaltung unter Laborbedingungen zu erarbeiten und die Möglichkeit einer künstlichen Infektion mehrerer Oribatidengattungen zu prüfen. Gleichzeitig sollten die in Zwischenwirten sich entwickelnden Finnenstadien dargestellt werden.

II. Sammlung und Haltung von Oribatiden und ihre Infektion mit Moniezia-Eiern (anhand der Literatur)

In Deutschland haben bei Wiederkäuern zwei Bandwurmarten der Gattung *Moniezia* eine wirtschaftliche Bedeutung; es handelt sich um *Moniezia expansa* (Rudolphi, 1810) und um *M. benedeni* (Moniez, 1897).

Beide Bandwurmarten benötigen zu ihrer Entwicklung als Zwischenwirte im Boden lebende Horn-Moosmilben (Oribatiden). Die im Dünndarm des Endwirtes parasitierenden adulten Bandwürmer stoßen gravide, mit Eiern gefüllte Proglottiden ab, die mit dem Kot in die Aussenwelt gelangen. Nach Mazeration der Glieder werden die Eier am Boden von den Oribatiden zufällig (KATES und RUNKEL, 1948) aufgenommen; es entwickeln sich in deren Leibeshöhle Finnen (Zystizerkoide). Nimmt ein Wiederkäuer beim Weiden Oribatiden mit infektionstüchtigen Finnen auf, können sich erneut Bandwürmer entwickeln; nach einer Präpatenzzeit von 30-52 Tagen (KUZNETSOV, 1968) beginnen sie mit der Abgabe reifer Proglottiden.

Die systematische Einordnung der Oribatiden wurde in letzter Zeit mehrfach geändert. Nach KRANTZ (1978) werden sie der Klasse Arachnida (Spinnentiere) und der Unterklasse Acari zugeordnet. Diese Unterklasse gliedert sich in die Ordnungen Parasitiformes und Acariformes; zur letzteren gehört die Unterordnung Oribatida.

Horn-Moosmilben kommen weltweit vor und leben den verschiedensten Habitaten angepaßt in den oberen Bodenschichten. Da ihr Überleben von der Temperatur und dem Feuchtigkeitsgehalt des Bodens abhängt, ist ihre vertikale Verteilung jahreszeitlichen

Schwankungen unterworfen. Während sie in der heißen und kalten Jahreszeit tiefer in den Boden eindringen, befinden sie sich im Frühjahr und Herbst dicht unter der Bodenoberfläche (PROKOPIC, 1962). An trüben, regnerischen Tagen und in den Morgenstunden verlassen sie die Erde und haften an den Gräsern (KRULL, 1939; IBARRA, WALLWORK und RODRIGUEZ, 1965). Diese Vertikalwanderung bedingt ein unterschiedliches Infektionsrisiko beim Weidegang.

Für das Sammeln von Horn- oder Moosmilben (Oribatiden: Acari) werden 3 verschiedene Methoden, die direkte Auslese, der Ausleseapparat und die Flotation, verwendet.

MICHAEL (1883) beschrieb als erster die direkte Auslese von Hand, ein methodisch einfaches Verfahren, das beträchtliche Aufmerksamkeit und Ausdauer verlangt. Mit Hilfe einer Taschenlupe wurden die Milben in Moos, unter Steinen oder Baumrinden aufgespürt, das Probenmaterial direkt im Freien auf einem weissen Papier zerkleinert und jedes Teilchen auf Milben durchgemustert. Besser als das Sammeln in freier Natur ist nach MICHAEL (1883) das Auslesen der Tiere im Labor. Dort kann eine Bodenprobe unter größtmöglicher Schonung zunächst feinerkleinert und auf hellem Untergrund ausgebreitet werden. Die so unter der Lupe gut zu erkennenden dunklen Adulten sind mit einem spitzen Gegenstand (z.B. Wasserfarbenpinsel) leicht herauszutupfen. Da sich glasig-transparente Larven- und Nymphenstadien nur schwer von hellem Boden abheben, muß die Probe ein zweites Mal auf einem dunklen Untergrund durchgemustert werden. Bei diesem Vorgehen verhalten sich die Milben meist völlig regungslos und sind somit kaum zu erkennen. Obendrein verstecken sich die Milben in Spalten und Poren und bleiben dem Untersucher verborgen. Diese Art der Auslese eignet sich nur für kleine Proben, da der zeitliche Aufwand, gemessen an der Ausbeute, zu aufwendig ist.

Der erste von BERLESE (1904) beschriebene Ausleseapparat besteht aus einem Trichter, der von einem Metallmantel umgeben und mit einem Sieb als Unterlage für die Bodenproben abgedeckt ist. In dem Metallzylinder wird zur Untersuchung der Erdprobe Wasser eingefüllt und auf 60-100°C erhitzt, sodaß die aufgelegte Probe langsam von unten nach oben austrocknet. Das Prinzip besteht darin, ein für Bodenarthropoden möglichst unangenehmes Mikroklima zu schaffen und sie dadurch zum Auswandern zu zwingen. Beim Verlassen der Erde fallen die Tiere durch das Sieb in den Trichter und werden über dessen schräge Wände in ein Auffanggefäß geleitet. Mit dem Berleseapparat stand nun erstmals eine Methode zur Verfügung, die das Sammeln von Milben in großer Zahl in kurzen Zeiträumen ermöglichte.

Einen Schritt weiter ging TULLGREN (1918), als er seinen Ausleseapparat für terricole Tierformen vorstellte. Er übernahm das Prinzip Berlese's, verzichtete jedoch auf das Wasserbad und befestigte dafür einige cm über der Probe eine Glühlampe. Durch deren Wärmeentwicklung werden die Bodenproben von oben nach unten ausgetrocknet, was der Sonneneinwirkung im Freien nahekommt. Die durch fortschreitende Austrocknung erzwungene Abwärtsbewegung der Milben wird noch durch das helle Licht unterstützt, vor dem die photophoben Tiere in die Tiefe flüchten.

Später wurden diese Ausleseapparate vielfältig modifiziert, um die Auswanderergebnisse zu optimieren. HAARLØV (1947) beleuchtete die Bodenproben anfangs mit einer 10Watt-Glühlampe, die er nach 6 Stunden durch eine 15Watt-Glühlampe ersetzte. Dadurch erreichte er eine langsamere Austrocknung der Probenoberfläche, sodaß zarte und langsame Milbenarten genügend Zeit hatten, die Probe zu verlassen. Um die hohe Feuchtigkeit in den allseits umschlossenen Ausleseapparaten

zu senken und dadurch die Bildung von Kondenswasser zu vermeiden, konnte das Oberteil je nach Feuchtigkeit der Probe mehr oder weniger weit geöffnet werden. HAARLOV (1947) wollte dadurch ausschließen, daß viele Tiere der Mesofauna beim Auswandern nicht in den Kondenswassertropfen an der Trichterwand hängenblieben.

MACFADYEN (1953) sah in den älteren Modellen den entscheidenden Nachteil, daß sie eine gleichmäßige Temperaturabnahme zwischen der Probenoberfläche und der Probenunterseite einerseits und zwischen der Probenunterseite und der umgebenden Raumluft andererseits nicht gewährleisteten. Er entwickelte daraufhin einen transportablen Expeditionsapparat und einen Laborapparat (high gradient funnel, HGF), mit denen er nahezu alle dickhäutigen Milben auslesen konnte. Beim Expeditionsgerät konnten die Bodenproben gleichmäßiger und langsamer von oben nach unten austrocknen, weil die Glühlampen der herkömmlichen Apparate durch ein obenliegendes, beheizbares Wasserbad ausgetauscht wurden. Beim HGF ersetzte er die Lichtquellen durch eine 4Watt-Heizspirale.

Trotz der Ergebnisse von MACFADYEN (1953) wurde auch in späteren Jahren mit Licht als Wärmequelle gearbeitet. PROKOPIC (1966) legte Bodenproben in seinen Thermoelektrode unter eine Glühlampe mit 250 Watt. Fünf Jahre später verwendete FUJIKAWA (1970) zwei Glühlampen von 50 und 150 Watt, verglich ihre Wirkung auf die Temperaturen über und in den Bodenproben sowie die Auswanderungszeiten und die Auswanderungsrate. Bei Verwendung der 150Watt-Lampe wanderten die Milben zwar schneller, jedoch um eine 20% geringere Rate aus. Auch hier wird die Ursache in der zu schnellen Austrocknung der Probenoberfläche vermutet.

NEF (1971) erklärte das Wirkungsprinzip von Ausleseapparaten

mit dem geotaktischen Verhalten der Milben in Relation zur Bodenfeuchtigkeit. Er trocknete die Bodenproben von unten nach oben, indem von der unteren Trichteröffnung her warme und trockene Luft eingeleitet wurde, die dann durch Sieb und Bodenprobe aufstieg. In den Proben steckten mehrere kleine Hygrometer zur Kontrolle der rel. Luftfeuchtigkeit. Die Milben bewegten sich trotz fortschreitender Austrocknung in alle Richtungen. Sie tendierten zunächst sogar mehr dazu, an die Oberfläche zu klettern. Erst als die rel. Luftfeuchtigkeit auf Werte unter 25-20% sank, kehrten die Tiere um und wanderten nach unten, also in Richtung größerer Trockenheit. Daraus leitete NEF (1971) ab, daß sich Oribatiden bei rel. Luftfeuchtigkeiten über 25% geonegativ, unter 25% geopositiv verhalten.

Während MACFADYEN (1953), NEF (1971) und andere Autoren viele kleine Bodenproben untersuchten, arbeitete MUSTAFIN (1980) mit einem Ausleseapparat für große Proben, dessen Trichter einen Durchmesser von 50cm hatte. Die Probe wurde von drei Scheinwerfern mit Reflektoren ohne Glas á 40 Watt und 75-100 Lux bestrahlt. Durch die negative Photothermotaxis wandern die Milben in 12-14 Stunden aus. Da die 3 Lampen mit einer Stromstärke von 12 Volt betrieben werden können, ist es möglich, das Gerät in einem Auto zu installieren. Somit steht es auch als Exkursionsgerät zur Verfügung.

Nicht nur die verschiedenen Ausleseapparate, sondern auch die Entnahme der Bodenproben, deren Schichtdicke, die Teilung der Proben und ihre Lage haben Auswirkungen auf die Auswanderergebnisse. Zu quantitativen Untersuchungen von Oribatiden benutzte PROKOPIC (1966) einen Metallzylinder, mit dem er Proben von 10cm Tiefe und 10dm³ Volumen entnahm. Anschließend drückte er die Erde wieder heraus, teilte sie vertikal in mehrere Schichten und legte sie in seinen Thermo-

eklektor. Ähnlich verfuhr KNÜLLE (1957), der mit einem Stechzylinder Proben von 4,5cm Tiefe austach, diese aber dann horizontal in drei Schichten teilte. MACFADYEN (1953) zog seine Proben mit einem 5cm hohen Metallzylinder, der an der oberen Seite mit einem Sieb verschlossen war. Die Proben verblieben zum Schutz der Oberfläche in den Zylindern und wurden mit der natürlichen Oberfläche nach unten in seinen high gradient funnel gehängt. Er ging davon aus, daß durch das Herausdrücken und die anschließende Zerteilung der Erde die natürlichen Poren des Bodens verkleinert bzw. so verändert werden, daß die Mikroarthropoden häufig nicht mehr die Proben verlassen konnten. JANETSCHEK und SCHATZ (1979) entnahmen ihre Proben in der gleichen Art, drückten sie aber zur Auswanderung aus den Zylindern heraus; sie glaubten, daß einseitiges Quetschen der Probenunterseite die Proben nicht beeinträchtigt.

Für quantitative und qualitative Untersuchungen der Milbenpopulation eines bestimmten Biotops benutzt man Auffanggefäße aus Glas, Metall oder Kunststoff, die mit Alkohol zur Abtötung der Tiere angefüllt sind. Zur Haltung oder Zucht bestimmte Milben läßt man in Wasser fallen, aus dem man sie nach 1-2 Tagen ungeschädigt entnehmen kann; nach TOPP (1981) sind Oribatiden durch einen wachsartigen Überzug ihrer Cuticula unbenetzbar, sie quellen dadurch in Wasser nicht auf. Mit locker an den Körper gelegten Haaren, Borsten und Gliedmaßen halten sie kleine Luftbläschen, aus denen sie dann atmen und überleben können.

Ähnlich wie bei den Ausleseapparaten gibt es auch für die Flotationsmethoden eine Fülle von Variationen; in Salzlösungen mit hohem spezifischen Gewicht flotieren Bodenarthropoden.

LADELL (1936) entwickelte einen elektrisch betriebenen Flota-

tionsapparat, der schnell, sauber, ungiftig für die Mikroarthropoden und sehr effizient arbeiten sollte; als Flotationsflüssigkeit benutzte er Magnesiumsulfat. Im Gegensatz zu anderen Verfahren wurde die Probe von einem Rührwerk langsam zerkleinert und die Flüssigkeit ständig in Bewegung gehalten. Durch eine zusätzliche Belüftung bringen die aufsteigenden Luftblasen Milben und Schmutzpartikel mit nach oben und bilden an der Oberfläche einen Schaumteppich. Dieser gelangt über einen Überlauf in ein zweites Flotationsgefäß, in dem die Arthropoden nochmals von Schmutzpartikeln gereinigt werden; durch einen weiteren Überlauf kommen sie in einen mit Filterpapier ausgekleideten Trichter. Da diese Probenbehandlung sehr schonend ist und der Anteil an Schmutz- und Pflanzenteilen weniger als 1% des ursprünglichen Probenvolumens beträgt, sind die Sammelergebnisse bis zu 50% höher als bei einfacheren Flotationsmethoden.

Eine kombinierte Auswasch- und Flotationsmethode zur Extraktion von Wireworms beschrieben SALT und HOLLIICK (1944). Die Bodenproben werden in Wasser gelöst bzw. zerkleinert und anschließend durch eine Reihe übereinander angeordneter Siebe mit immer kleiner werdenden Maschenweiten gespült. Das kleinste Sieb mit einer Maschenweite von 0,2mm befindet sich in einem Behälter, der nach der Auswaschung mit Flotationsflüssigkeit gefüllt und von unten mit Luft durchströmt wird. Die aufsteigenden Milben treiben über einen Überlauf in ein Auffanggefäß. Trotz anscheinend guter Sammelergebnisse setzten sich die Flotationsmethoden nicht durch. In einem direkten Vergleich stellte MACFADYEN (1953) fest, daß die Ausleseapparate zum Gewinnen von Oribatiden und Collembolen weitaus besser geeignet sind.

Die erste Haltung von Milben beschrieb MICHAEL (1883). Er benutzte kleine Glasgefäße, in denen er Verhalten und Ent-

wicklung der Milben vom Ei bis zum adulten Tier unter dem Mikroskop beobachtete. Als Grundplatte diente ihm ein Objektträger, auf dem er mit Kanada-Balsam einen dünnen, flachen und auf beiden Seiten plangeschliffenen Glasring klebte. In dieses Gefäß legte er ein genau passend zugeschnittenes Stück dickes nasses Löschpapier, das ein feuchtes Milieu erzeugen sollte. Bevor das Gefäß verschlossen wurde, kamen noch Moos, Pilze oder schimmeliger Käse als Futter dazu. Ein Deckgläschen wurde mit einem Messingbügel auf das Glasröhrchen gedrückt. Er bewahrte das Haltungsgefäß im Dunklen oder in einem Raum mit gedämpftem Licht auf. Bei Bedarf wurde das Löschpapier befeuchtet und dabei der Behälter gelüftet. Als Vorteile seiner Methode gibt MICHAEL (1883) an, daß die Haltungszellen leicht herzustellen und zu reinigen sind und obendrein eine gute Beobachtung der Milben gestatten. Für Tyroglyphiden benutzte MICHAEL (1901) die gleichen Behälter, nur befestigte er dort die Deckgläschen mit einem Faden.

Eine ähnliche Methode beschrieb GRANDJEAN (1948) zur gemeinsamen Haltung mehrerer Individuen. Er verwendete größere Glasgefäße, die halb so hoch waren wie ihr Durchmesser, und stabilisierte die Luftfeuchtigkeit mit einem Bodenbelag aus nassem weißen Filterpapier. Als Abdeckung verwendete er Seide mit einer Maschenweite von ca. Larvengröße. Sie ermöglichte einen gewissen Luftaustausch, der eine regelmäßige Belüftung überflüssig machte. Aufgrund der gleichzeitigen hohen Evaporation mußte das Filterpapier täglich neu befeuchtet werden. Als Futter dienten ihm Pilzhyphen, -sporen, -mycele und Flechten.

SENGBUSCH (1954) hielt verschiedene Galumna-Arten in Glas-schälchen von 5cm Durchmesser und 3cm Höhe mit angefeuchtem Filterpapier als Bodenbelag. Da die Milben an den glatten Glaswänden emporklettern konnten, legte er eine Glasplatte auf

die Schälchen, die zwar fest schließen und ein Entrinnen der Tiere verhindern sollte, jedoch nicht den Luft- und Feuchtigkeitsaustausch beeinträchtigen durfte. Das Haltungsgefäß bewahrte er in einem Exsikkator mit gesättigter $ZnSO_4$ -Lösung auf, sodaß die rel. Luftfeuchtigkeit nie unter 82% fiel. Das Filterpapier bewirkte eine zusätzliche Stabilisierung der Feuchtigkeit in Milbennähe. Als Futter wurden ausschließlich Grünalgen (*Protococcus*) angeboten.

Einen anderen Weg zur Aufrechterhaltung einer hohen Luftfeuchtigkeit ging WHARTON (1946). Er suchte zur Haltung von *Ascochöngastia* (*Acarinida*: *Trombiculidae*) einen Boden, der durch seine große Absorptionsfähigkeit längerfristig eine hohe rel. Luftfeuchtigkeit gewährleisten und gleichzeitig Kondenswasserbildung verhindern konnte. Anfangs verwendete er sterilisierte Erde und später poröse Korallenstücke, jedoch waren die Ergebnisse nicht befriedigend. Brauchbar war mit Aktivkohle versetzter Gips, mit dem er Boden und Wände der Glasgefäße überzog. Das Gemisch saugte nach dem Aushärten sehr viel Wasser auf und gab es langsam an die Luft ab, gleichzeitig wurde die Kondenswasserbildung vermieden. Die plangeschliffenen Haltungs-schälchen wurden mit Verschlusfett bestrichen und mit einer Glasplatte abgedeckt. JENKINS (1947) modifizierte diese Methode bei der Haltung von *Trombiculiden*. Er benutzte einen handelsüblichen Glasbehälter mit Gewinde für einen Blechdeckel, goß den Boden zunächst mit einem Aktivkohle/Gipsgemisch im Verhältnis 1:10 aus und schichtete darüber reine Aktivkohle, die Geruchsstoffe binden und vom Gips abgegebene Giftstoffe adsorbieren sollte. Diese Grundlage wurde mit sterilisierter Humuserde, gemischt mit Korallensand, überschichtet. Bei einer Temperatur von 25-35°C und einer rel. Luftfeuchtigkeit von 85-100% war die Haltung der Milben möglich.

EDWARDS (1955) fügte dem Gips/Aktivkohlegemisch noch Humus

und Erde bei, mischte daraus einen Brei und goß den Boden seines Schraubdeckelgläschens aus. Der Humusanteil im Boden sollte ein natürliches Futterreservoir darstellen. Im Gegensatz zu dieser für gemeinschaftliche Milbenhaltung konzipierten Methode empfiehlt er zur Einzelhaltung folgende zwei anderen Möglichkeiten. Einmal müssen nach Ausgießen einer flachen Schale mit Gips und Aktivkohle kurz vor dem Aushärten kleine Glasrohre so hineingesteckt werden, daß ihre Enden ca. 1cm aus dem Gips herausragen. Diese können dann einzelne Milben aufnehmen und anschließend mit einem Korken verschlossen werden. Zur Aufrechterhaltung der Luftfeuchtigkeit braucht man nur noch den Gipsblock zu befeuchten oder ihn in Wasser zu stellen, ohne dabei die Hal- tungsgefäße jedesmal öffnen zu müssen. Als zweite Möglich- keit werden in einem flachen quadratischen Gips/Aktivkohle- block mehrere Löcher gebohrt, die Oberfläche des Blocks glatt- geschliffen und mit einer Glasplatte verschlossen. Zur Auf- rechterhaltung einer genügend hohen Luftfeuchtigkeit in den Bohrlöchern wird der Block in Wasser gestellt. Während ED- WARDS (1955) diese Methode zur Einzelhaltung plante, ver- wendete RHODE (1956) die erstere Methode zur Haltung einer größeren Milbenanzahl, indem er die Röhrchen vergrößerte und zusätzlich die Unterseite mit vier Löchern versah.

SENGBUSCH (1974), KRANTZ (1978) und BALOGH (1958) beschrie- ben weitere leicht modifizierte Haltungsmethoden, die sich jedoch nur noch unwesentlich voneinander unterschieden.

Für eine Langzeithaltung und Züchtung von Oribatiden nahm POTEKINA (1959) Blumentöpfe aus Ton, die mit Humuserde an- gefüllt und mit feiner Müllergaze verschlossen sind. In Was- ser gestellt saugen sich diese voll und geben kontinuierlich Feuchtigkeit in den Behälter ab. Durch eine derartige Hal- tungsmöglichkeit von Mikroarthropoden konnten ihr Verhalten

und ihre Physiologie studiert werden.

In einer Serie mehrerer Einzelarbeiten untersuchte MADGE (1964a) das Verhalten von mehreren Oribatidenarten bei verschiedenen rel. Luftfeuchtigkeiten sowie die hierfür notwendigen Rezeptoren. Er verwendete einen länglichen Glaskasten, in dem mehrere gesättigte Salzlösungen nach WINSTON und BATES (1960) ein Feuchtigkeitsgefälle herstellten. Mit Ausnahme der xerophilen Art *Humerobates rostromellatus* suchten die Milben verstärkt feuchtere Stellen auf, insbesondere nach vorherigem Hungern, längerem Aufenthalt in trockener Luft oder nach Erhöhung der Temperatur um $5-10^{\circ}\text{C}$. Die für dieses Verhalten notwendigen Rezeptoren lokalisierte er an den Vorderbeinen der Tiere.

In zwei weiteren Studien befaßte sich MADGE (1965 a,b) mit der Toleranz von Milben gegenüber Hitze und Kälte bzw. mit ihrem Verhalten bei verschiedenen Temperaturen. Die höchste Temperatur, bei der Milben überleben konnten, dem sogenannten thermal death point (TDP), war von Art zu Art verschieden, jedoch für jede Art charakteristisch. Bei Einwirkung hoher Temperaturen starben Oribatiden unabhängig von der Luftfeuchtigkeit bereits nach 15-60 Minuten, bei etwas niedrigeren Temperaturen und verschiedenen Luftfeuchtigkeiten erst nach mehr als 12 Stunden ab. Unabhängig vom Habitat überstanden Milben noch Temperaturen zwischen -3 und -12°C . Allgemein bevorzugten Oribatiden je nach Art eine bestimmte Temperaturzone, ohne andere physikalische Umweltbedingungen zu beachten. Nur wenn die Milben längere Zeit trockener Luft ausgesetzt waren und dadurch einen Flüssigkeitsverlust auszugleichen hatten, bevorzugten sie eine ca. 2°C niedrigere Temperatur mit höherer rel. Luftfeuchtigkeit. Die Thermorezeptoren scheinen bei Nymphen nur am Körper, bei Adulten auch an den Beinen lokalisiert zu sein.

WALLWORK (1960) untersuchte das Verhalten westafrikanischer und nordamerikanischer Oribatiden in einem Temperaturgefälle. Die Präferenzzone der westafrikanischen Milbenarten, die an die klimatisch wärmere Gegend angepaßt waren, lag höher als die der nordamerikanischen Arten. Diese Bevorzugung bestimmter Temperaturzonen wurde als Ursache für die saisonal bedingte Vertikalverteilung der Oribatiden im Boden angesehen.

FORSSLUND (1939) beschäftigte sich mit der Nahrungszusammensetzung der Oribatiden. Er untersuchte Magen- und Darminhalt auf Nahrungsbestandteile, wobei er mit Hilfe von Spezialfärbungen Zellulose, Lignin und Protoplasma voneinander unterscheiden konnte. Der Darminhalt bestand hauptsächlich aus Pilzhypen und vereinzelt Sporen. Aufgenommenes Holz oder Pflanzenmaterial konnte von den Tieren nicht verdaut werden; es wurde mechanisch zerkleinert wieder ausgeschieden.

Nach WALLWORK (1958) spielen Pilze eine nur unwesentliche Rolle in der Ernährung von Oribatiden. In Versuchen mit 21 Milbenarten bot er organisches Material an und stellte fest, daß einige auf bestimmtes Futter spezialisiert sind, während andere mehrere Futtersorten aufnehmen. Auch die verschiedenen Entwicklungsstadien der gleichen Art bevorzugten teilweise unterschiedliches Futter; die Futteraufnahme hängt hauptsächlich von der Partikelgröße, dem Fäulniszustand und der Konsistenz des Futters sowie vom Aufbau der Chelizeren und des Verdauungstraktes der Milben ab.

In einem Fütterungsversuch bot HARTENSTEIN (1962 a) 20 Oribatidenarten Holz, Blätter, Nadeln in frischem und ausgefaultem Zustand, verrottetes pflanzliches Gewebe mit Pilzen und auf Kartoffel-Dextrose-Medium kultivierte Pilze an. Die Milben nahmen weder frisches unverrottetes Material noch

Teile von Milben oder auch Collembolen auf. Zehn Oribatidenarten waren reine Pilzfresser, die bis zu 20 Pilzarten unterscheiden konnten, 8 Arten bevorzugten verrottetes Holz- und Blattgewebe und der Rest fraß beides. Weiterhin untersuchte HARTENSTEIN (1962 b) die Rolle von Mikroorganismen als Nahrungsmittel oder Symbionten für die Verdauung. Zuerst bot er Milben ein von Mikroorganismen befreites Futter an, von dem er wußte, daß es normalerweise gern gefressen wird. Die Milben hörten daraufhin sofort auf zu fressen und hungerten, bis sie wieder unbehandeltes Futter bekamen. Jetzt ließ HARTENSTEIN einige Milben mehrere Tage hungern, entfernte die Kotpellets und behandelte die Milben, nachdem kein Kot mehr ausgeschieden wurde, äußerlich mit 70%igem Alkohol. Die überlebenden keimarmen Milben kamen kurze Zeit in sterilisiertes und destilliertes Wasser. Die anschließende Überimpfung der Flüssigkeit auf Selektivnährböden ergab Braevibacteriaceae und Achromobacteriaceae im Verdauungskanal der Tiere. Ob diese Bakterien als Nahrung dienen, ist unklar.

Ähnliche Versuche machte LITTLEWOOD (1967). Er ließ Oribatiden mehrere Tage hungern, sterilisierte sie in 1%iger Hypochlorit-Lösung und bot ihnen keimfreie Grünalgen (Proto-coccus) an, welche sie jedoch 3 Wochen lang nicht anrührten. Nach Anbieten von frischen und mit Mikroorganismen übersäten Grünalgen begannen die Milben unverzüglich zu fressen und legten kurze Zeit später Eier ab.

SINISTRIN (1931) war der Meinung, daß zur Entwicklung von Moniezia kein Zwischenwirt notwendig sei. Er beobachtete über 45 Tage Monieziaeier im Labor, bemerkte eine Veränderung der Onkosphären und postulierte daraufhin eine direkte Entwicklung zum Embryo und anschließende Wanderung im Endwirt über die Schleimhäute des Respirationstraktes in die Blutbahn bis in den Darm. STOLL (1935) hielt band-

wurmfreie Schafe auf verschiedenen kontaminierten und nicht kontaminierten Weiden. Während die Tiere auf den zuvor ungenutzten Weideflächen keinen Bandwurmbefall aufwiesen, waren die Tiere der anderen Gruppe zum Teil stark infiziert. Auch er führte dies auf den direkten Kontakt mit dem Bandwurmei auf den verseuchten Weiden zurück und schloß ebenfalls einen Zwischenwirt aus.

Als erster beschrieb STUNKARD (1937 a,b,c) Horn- oder Moosmilben als Zwischenwirte für *Moniezia*. Er bot im Labor gehaltenen Oribatiden zusätzlich zum Futter reife Eier von *M. expansa* an. Kurze Zeit später entwickelten sich in der Leibeshöhle der Milben aus den Onkosphären über verschiedene Larvalstadien reife Zystizerkoide. Daraufhin verfütterte STUNKARD (1938) künstlich infizierte Oribatiden an Schaflämmer, bei denen nach Ablauf der Präpatenz *Moniezia*-eier im Kot nachgewiesen werden konnten.

Zur Infektion von Milben im Labor strich NARSAPUR (1976a) Eier aus den 10 letzten Proglottiden adulter Bandwürmer in destilliertem Wasser aus, zentrifugierte die Suspension und bot das Zentrifugat auf zwei kleinen Filterpapierstreifen den Milben an. Er entfernte die Eier nicht aus den Infektions- bzw. Haltungsschälchen, da nach FREEMAN (1952) und KUZNETSOV (1959) ihre Infektionstüchtigkeit nur 1-2 Tage erhalten bleibt. Eine Abhängigkeit der Eiaufnahme von der Größe der Milben beschrieben KASSIA und MAHUNKA (1965); sie konnten Oribatiden unter 300-400 μ m nicht infizieren und begründeten dies mit der zu geringen Größe der Freßwerkzeuge und dem damit verbundenen Unvermögen, Onkosphären aufzunehmen.

KATES und RUNKEL (1948) stellten bei Infektionsversuchen mit 6 verschiedenen Milbenarten fest, daß die durchschnitt-

liche Anzahl reifer Zystizerkoide pro Milbe in den einzelnen Arten verschieden ist. Außerdem verringerte sich die Finnengröße in Abhängigkeit von der Anzahl reifer Zystizerkoide in einer Milbe. Einzelne Zystizerkoide können bis zu 200 µm groß werden, während sie bei starkem Befall nur 130-150 µm messen. Ähnliches berichtete CALEY (1976); für elektronenmikroskopische Arbeiten an Zystizerkoiden hatte sie andere Milbenarten infiziert.

Die Zeit zur Entwicklung reifer Zystizerkoide aus Onkosphären ist von der Temperatur und der Bandwurmart abhängig. ANANTARAMAN (1951) infizierte in Indien *Scheloribates madarsensis* mit *M. expansa* und *M. benedeni* bei Zimmertemperatur. Die Entwicklung zum reifen Zystizerkoid benötigte dort in der warmen Jahreszeit 5, in der kühleren 7 Wochen. Dagegen dauerte bei Untersuchungen von NARSAPUR und PROKOPIC (1979) die Entwicklung der Zystizerkoide von *M. expansa* bei 28°C nur 25, bei 18-20°C dagegen 97 Tage. Ähnliche Versuche mit *M. benedeni* zeigten eine etwas langsamere Entwicklung (PROKOPIC und NARSAPUR, 1981).

Während in den beschriebenen Versuchen nur adulte Oribatiden verwendet wurden, gelang es NARSAPUR (1978), auch Nymphen von drei verschiedenen Milbenarten mit *M. expansa* zu infizieren.

III. Eigene Untersuchungen

A. Material und Methoden

Als Untersuchungsgebiet wählte ich eine mit *Moniezia* infestierten Schafweide in München-Obermenzing aus. Diese ca. 22 ha große, in drei Abschnitte aufgeteilte Fläche gehört zu einer Schäferei mit Koppelschafhaltung. Die durchschnittlich 250 Mutterschafe wechseln nach dem Rotationsverfahren täglich die Weideflächen, auf denen sie 6-8 Stunden grasen. Anschließend kommen die Tiere je nach Witterung in eine mobile Drahtkoppel oder in den Stall. Auf die Weiden werden nach der Heuernte im Spätsommer Stickstoff und Anfang Winter Phosphat ausgebracht. Die Schäferei züchtet seit 53 Jahren auf dieser Fläche und hat seither, bis auf einige Böcke, keine Tiere zugekauft. Das Untersuchungsgebiet ist von Häusern umstellt und kann von Wildwiederkäuern nicht erreicht werden. Bei unregelmäßiger medikamenteller Behandlung hat sich im Laufe der Jahre ein latenter Parasitenbefall in der Herde entwickelt. Dabei ist auch *Moniezia expansa* regelmäßig zu finden; es war also anzunehmen, daß auch die als Zwischenwirte für diesen Schafbandwurm fungierenden Oribatiden auf der Weide vorkommen.

In unregelmäßigen Abständen nahm ich in Anlehnung an IBARRA, WALLWORK und RODRIGUEZ (1965) während einer Weideperiode jeweils morgens gegen 8 Uhr Bodenproben, um die wesentlich auftretenden Oribatiden zu sammeln. Mit einer kleinen Metallschaufel trug ich Bodenschichten von 15cm Durchmesser und 5cm Tiefe ab; bis zu dieser Bodentiefe halten sich die meisten Milben auf (KNÜLLE, 1957). Unter größtmöglicher Schonung wurden die Proben in das Labor transportiert und, mit

der natürlichen Bodenoberfläche nach unten, in den Ausleseapparat gelegt (MACFADYEN, 1953).

Zum Auswandernlassen der Milben verwendete ich einen nach TULLGREN (1918) modifizierten Ausleseapparat. An einem Laborstativ wurden im Winkel von 90° vier weiße Kunststofftrichter mit 18cm Durchmesser und 20cm Höhe befestigt (Abb.1).

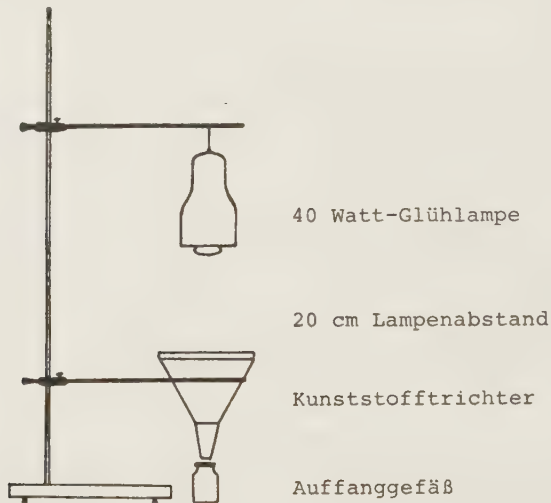


Abb.1: Ausleseapparat für Oribatiden

Zur Aufnahme der Bodenproben waren 2 Lagen Baumwollgaze mit 0,8mm Maschenweite darüberspannt und mit Wäscheklammern befestigt. 20cm über jedem Trichter hing eine Klemmleuchte mit innen verspiegelter und mattierter 40Watt Glühlampe, welche die Bodenprobe bestrahlen und langsam von oben nach unten austrocknen sollte. Damit wurde ein Temperaturgefälle von 38°C an der Probenoberfläche und 26°C an der Unterseite erreicht. Die auswandernden Milben fielen in 20ml Schnappdeckel-

gläschen, welche zur Hälfte mit Leitungswasser gefüllt unter dem Trichter aufgestellt waren. Einmal täglich kontrollierte ich die Auffanggefäße, indem ich ihren Inhalt durch Nylongaze mit 10 µm Maschenweite siehte und den Rückstand mit einem Stereomikroskop bei 32-facher Vergrößerung auf Oribatiden durchmusterte. Mit einem sehr feinen, an der Spitze befeuchteten Wasserfarbenpinsel wurden die gefundenen Milben herausgetupft.

Die zur Bestimmung separierten Oribatiden wurden, je nach Farbe bzw. Chitinisierung, in Milchsäure, Lactophenol (BALOGH, 1958; EVANS, SHEALS und MACFARLANE, 1961) oder 10%iger KOH aufgehellt. Kleine, schwach chitinierte und wenig pigmentierte Milben legte ich oftmals für mehrere Wochen in Milchsäure und/oder Lactophenol, in denen sie gleichmäßig, schonend und sehr langsam durchsichtig wurden. Demgegenüber kamen große und stark pigmentierte Arthropoden in 10%ige Kalilauge, welche Milben innerhalb weniger Stunden aufhellte, allerdings häufig ihre zur Bestimmung wichtigen Borsten angriff und zerstörte. Anschließend wurden die Oribatiden unter einem Umkehrmikroskop präpariert, ausgemessen und gezeichnet. Im Gegensatz zu den von GRANDJEAN (1949) verwendeten Objektträgern mit Hohlschliff im normalen Mikroskop können im Umkehrmikroskop einzelne Strukturen besser sichtbar gemacht werden. Die Kombination verschiedener Aufhellungsmethoden und Zeichnungen erleichterte die genaue Bestimmung einzelner Arten.

Zur Präparation benutzte ich feine 200µm starke Wolframdrähte, die trotz ihrer Härte sehr biegefest sind. Durch mehrmaliges Eintauchen in einen Elektrolyt (100ml Aqua dest + 71g NaNO_2 + 34g KOH) konnten die Wolframdrähte nach Anlegen einer 6 Volt Wechselstromquelle und Kohle als indifferente Elektrode beliebig lang angespitzt werden. Die fertigen Wolframdrähte wurden daraufhin in spitz ausgezogene Glas-

kapillaren geklebt und vorne je nach Bedarf zu Ösen und Haken umgebogen. Als Halterungen benutzte ich Minenhalter von Druckbleistiften.

Die Identifizierung von Oribatiden nach Gattungen und Arten erfolgte nach den Bestimmungsschlüsseln von WILLMANN (1928), SELLNICK (1929,1960), VAN DER HAMMEN (1952) und BALOGH (1972) sowie nach Einzelbeschreibungen von WOODRING und COOK (1962), KNÜLLE (1954) und WEIGMANN (1969). Zusätzlich wurden die Tiere mit eingebetteten Präparaten verglichen, die uns die Zoologische Staatssammlung München freundlicherweise zur Verfügung stellte. Von den zur Haltung bestimmten Arten wurden Dauerpräparate in Hoyer's-Lösung angefertigt (KRANTZ,1978).

Für die späteren Haltungsversuche wählte ich 4 Milbenarten aus, die aufgrund ihrer Größe von mindestens 300-400µm (KASSIA und MAHUNKA, 1965) als Zwischenwirte infrage kommen konnten, nämlich *Scheloribates laevigatus* (KOCH,1836), *Liebstadia similis* (MICHAEL,1888), *Pilogalumna tenuiclavus* (BERLESE,1908) und *Eupelops occultus* (KOCH, 1836). Bis auf die beiden zuletzt genannten Arten sind diese Milben bereits als Zwischenwirte für anoplocephalide Bandwürmer beschrieben (SENGBUSCH, 1975).

Als Haltungsgefäße dienten plangeschliffene Duran^(R)-Kristallisationsschälchen mit einem Durchmesser von 7cm, einer Höhe von 4cm (Abb.2). Als Bodenbelag und Feuchtigkeitsreservoir diente ein Gemisch aus Alabastergips und feinsten Aktivkohle (Darco- G60^(R), SERVA) im Verhältnis 30:1. Damit wurden die Schälchen 1,5cm hoch ausgegossen; dabei wurde darauf geachtet, daß keine von Luftblasen gebildeten Löcher im Boden zurückblieben. In diesen Vertiefungen versteckten sich die Bodenmilben gern und erschwerten so die Beobachtung. Abgedeckt wurden die Haltungsschälchen mit 1,5cm dicken Ple-

xiglasringen von 7,5cm Außen- und 6,5cm Innendurchmesser. Um das Verrutschen der Deckel zu vermeiden, wurde an einer Seite eine 3mm tiefe Rinne von der Größe des Haltungsgefäßes ausgedreht. Auf die andere Seite klebte ich Nylongaze von 100 μ m Maschenweite, die ein Entrinnen der Milben verhindern sollte. Zusätzlich wurden die Deckel mit einem breiten Gummiring gesichert, der quer über das gesamte Haltungsgefäß gespannt war.

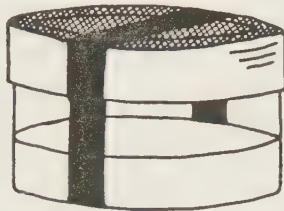


Abb.2: Haltungsschälchen mit Deckel

Um ein schnelles Austrocknen des Bodens zu vermeiden, stellte ich die Haltungsschälchen in mit Wasser beschickte Exsikkatoren. Kontrollen mit Haarhygrometern ergaben in Abhängigkeit von der Temperatur rel. Luftfeuchtigkeiten zwischen 94-98%. Selbst wenn der Gipsboden langsam austrocknete, konnte die rel. Luftfeuchtigkeit im Schälchen nicht unter 94% absinken, da die Nylongaze einen Luft- und Flüssigkeitsaustausch gewährleistete.

Zur Fütterung der Oribatiden wurden Pilze, Kartoffel, Bakterien, Grünalgen und Moos auf ihre Eignung getestet. Zur Anzucht und Haltung der Pilze benutzte ich Sabouraud- Glucose-2%Agar (MERCK) in Petrischälchen und als Schrägagar in Reagenzröhrchen. Nach Beimpfung wurde der Agar 4-5 Tage bei 27°C im Brutschrank gehalten und anschließend im Kühlschrank

gelagert. Als Reserve wurden Schrägagarröhrchen mit den Reinkulturen luftdicht verschlossen und in einem Kühlraum bei 8°C mehrere Wochen aufbewahrt. Aus den Petrischalen wurden bei Bedarf kleine 5mm runde Scheiben gestanzt und in die Haltungsgefäße verbracht. Hier konnten die Oribatiden zwischen den verschiedenen Pilzarten wählen.

Ferner wurde von einer rohen geschälten Kartoffel eine ca. 1mm dicke Scheibe abgeschnitten, aus der ich kleine Plättchen ausstanzte. Je nach Anzahl gehaltener Milben plazierte ich 2-4 solcher Kartoffelstücke in einem Schälchen.

Die Herstellung einer Nährbouillon zur Anzüchtung von ubiquitär verbreiteten Bodenbakterien erfolgte mit 0,5% Hefeextrakt, 0,5% Pepton, 0,1% Glucose und 0,2% NaCl in 100 ml Wasser gelöst, wobei sich eine klare, bernsteinfarbene Nährbouillon bildete. Von dieser wurden 20-30 ml in einen Erlenmeyerkolben überführt und mit ca. 1g Erde aus dem Untersuchungsgebiet versetzt. Da es sich bei den Bodenbakterien hauptsächlich um aerobe Formen handelte, mußte die Bouillon ständig mit Luft versorgt werden; dazu wurde sie über Nacht auf einem Magnetrührer durchmischt und nach 16-18 Stunden die nun trübe, etwas visköse Flüssigkeit auf Merck Standard-I-Nähragar oder Trypton-Soja-Agar (Oxoid CM 131) überimpft. Die Bakterien wurden für 2 Tage im Brutschrank bei 27°C angezüchtet und anschließend im Kühlschrank bei 8°C gelagert.

Von der Wetterseite mehrerer Bäume trennte ich mit Grünalgen (z.B. Protococcus) bewachsene kleine Rindenstücke ab und bewahrte sie in Petrischalen auf. Mit einem Skalpell wurden bei Bedarf möglichst dünne Algenplättchen abgetragen.

Bei der Entnahme der Bodenproben wurden auch verschiedene Moose aus dem Untersuchungsgebiet gesammelt und in kleinen Portionen als Futter angeboten. Vor der Verfütterung mußte das Moos genau unter der Lupe nach Oribatiden und deren Entwicklungsstufen abgesucht werden, um eine Verfälschung der Haltungsergebnisse zu vermeiden.

Für die Haltungsversuche wurden frischgesammelte Oribatiden nach Arten getrennt, anschließend je nach Auswanderungsrate in Gruppen zu 50 bzw. 75 und 100 Tieren zusammengestellt und in Haltungsschälchen überführt. Um für jede gehaltene Milbenart das optimale der zur Verfügung stehenden Futtermittel herauszufinden, bot ich in jedem Schälchen ein anderes Futter an. Eine Milbengruppe pro Versuchsreihe diente als Kontrolle und erhielt kein Futter.

Zusätzlich verglich ich die Einflüsse zweier unterschiedlicher Temperaturen auf die Überlebensrate jeder Art, indem ich Milben bei 20^{+2}°C und im Brutschrank bei 27°C aufbewahrte. Während aller Versuche befanden sich die Haltungsschälchen in Exsikkatoren bei 94-98% rel. Luftfeuchtigkeit und völliger Dunkelheit. In Abständen von 4-6 Tagen wurden die Haltungsgefäße gelüftet, der Boden befeuchtet, tote Milben entfernt und faulendes und verpilztes Futter ausgetauscht. War die Verpilzung zu stark, wurden die Oribatiden in neue Gefäße umgesetzt.

Die zur Infektion der Oribatiden notwendigen Bandwurmproglottiden (*Moniezia expansa*) sammelte ich frühmorgens auf der Koppel, im Stall der Schäferei oder an den Schafen selbst. Zum Ausreifen der Eier wurden die letzten Glieder einer abgegangenen Proglottidenkette mit einer Pinzette ausgestrichen und die Eier in Plastikpetrischälchen mit 7cm Durchmesser in Leitungswasser 10-14 Tage bei Zimmertemperatur aufbewahrt.

Regelmäßig wurde die Flüssigkeit umgerührt und über eine spitze Glaspipette Luft hineingeblasen. Im Abstand von 2 Tagen entnahm ich den Schälchen einige Eier und untersuchte sie unter dem Mikroskop morphologisch auf ihren Entwicklungs- und Reifegrad. Als reif und infektionsfähig wurden diejenigen Eier beurteilt, bei denen sich die Onkosphären mit Haken und der pyriforme Apparat einwandfrei darstellten. Nachdem mehr als 70% der Eier entwickelt waren, ließ ich sie in spitz zulaufenden Reagenzgläsern sedimentieren und saugte mit einer Wasserstrahlpumpe den Überstand ab. Aus dem Sediment wurden einige Tropfen auf ein 1x2,5 cm großes befeuchtetes Filterpapier getropft und zu seit 3-4 Tagen hungernden Milben in die Haltungsschälchen für 2 oder 5 Tage gelegt. Danach erhielten die Oribatiden das für sie optimale Futter.

Zur Darstellung sich ausbildender Larvalstadien in den infizierten Oribatiden wurden in Abständen von 5 Tagen lebende Milben in einem Tropfen Wasser zwischen Objektträger und Deckgläschen zerdrückt und die vorgefundenen Entwicklungsformen von der Onkosphäre bis zum reifen Zystizerkoid beobachtet, gezeichnet und fotografiert.

B. Ergebnisse

1. Vorkommen von Oribatiden

Bei der Untersuchung von Schafweiden in der Umgebung von München wurden 8 Oribatidenarten vorgefunden und bestimmt; es handelte sich um *Scheloribates laevigatus* (Koch, 1836), *Liebstadia similis* (Michael, 1888), *Pilogalumna tenuiclavus* (Berlese, 1908), *Eupelops occultus* (Koch, 1836), *Trichoribates trimaculatus* (Koch, 1836), *Tectocepheus sarekensis* (Trägårdh, 1910), *Oppiella nova* (Oudemans, 1902) und *Hypochothonius luteus* (Oudemans, 1913). Von diesen wählte ich aufgrund ihrer hohen Abundanz und Körpergröße über 500 µm die 4 ersten Arten zur Haltung im Labor aus; *Scheloribates laevigatus* (Abb.3) und *Liebstadia similis* (Abb.4) sind als Zwischenwirte für *Moniezia expansa* von SENGBUSCH (1975) beschrieben worden. Die ebenfalls als Zwischenwirt beschriebene *Trichoribates trimaculatus* kam nur vereinzelt vor; ich verzichtete deshalb damit auf einen Haltungsversuch im Labor.

Vorkommen, Dichte und Artengemeinschaft der Oribatiden variierten je nach Bodentyp, Pflanzenbewuchs und Ort der Probenentnahme. So stellte ich bereits im Abstand von 1m oft eine stark unterschiedliche Populationszusammensetzung fest. Obwohl ich die Artengemeinschaften der Milben unter verschiedenen Weidepflanzen nicht systematisch untersuchte, hatte ich den Eindruck, daß einige Arten bestimmte Pflanzengruppen bevorzugten. Während *Eupelops occultus* (Abb.5) unabhängig vom Bewuchs gleichmäßig verteilt vorkamen, konnten *Scheloribates laevigatus* und *Pilogalumna tenuiclavus* (Abb.6) vermehrt an Stellen mit niedrigen Pflanzen (*Trifolium repens*, *Bellis perennis*) und *Liebstadia similis* unter Moosen festgestellt werden.

Das Auftreten der einzelnen Arten hing neben dem Bewuchs auch von der Jahreszeit ab. Wegen der unregelmäßigen Probenentnahme

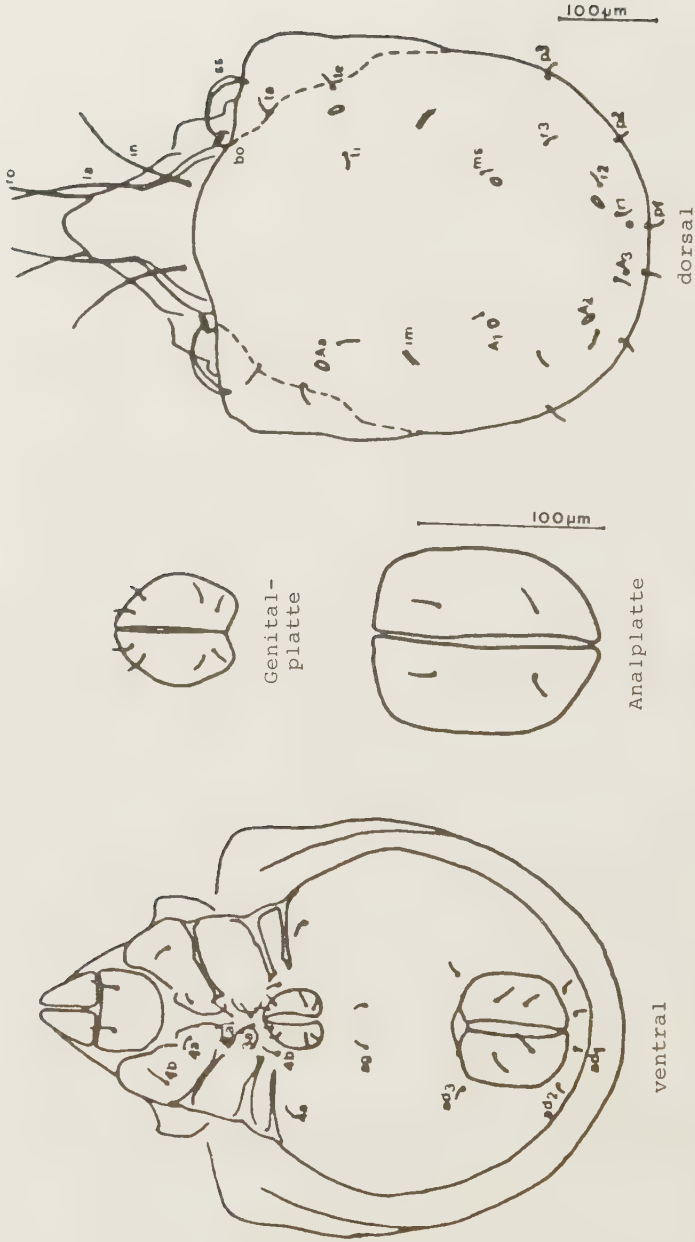


Abb. 3: *Scutelloribates laevigatus* (Koch, 1836)

ro = Rostralhaar; la = Lamellarhaar; in = Interlamellarhaar; ss = Sensillus; bo = Bothrium (pseudostigmatisches Organ); ta, te, ti = Borstengruppe t; ms = Borstengruppe ms; r₁ - r₃ = Borstengruppe r; p₁ - p₃ = Borstengruppe p; im = Rinne; Aa, A₁ - A₃ = Areae porosae; la - 4c = Epimeralhaare; ag = Aggenitalhaare; ad₁ - ad₃ = Adanalhaare

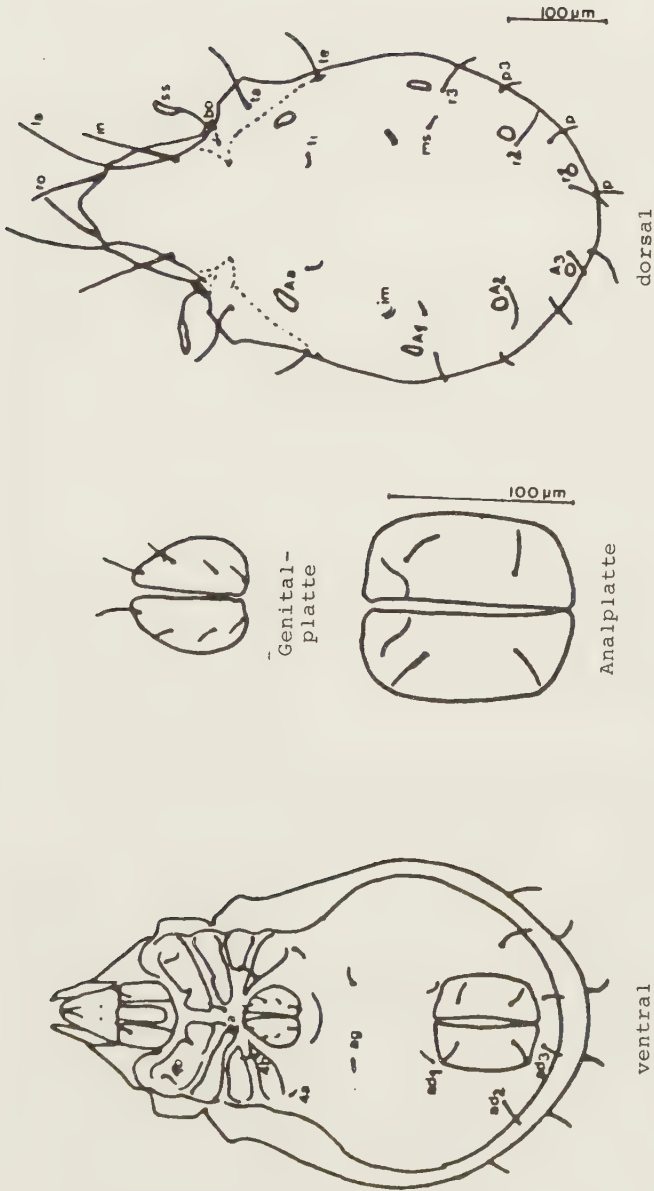


Abb. 4: *Liebstadia similis* (Michael, 1888)

ro = Rostralhaar; la = Lamellarhaar; in = Interlamellarhaar; ss = Sensillus; bo = Bothridium (pseudostigmatisches Organ); ta, te, ti = Borstengruppe t; ms = Borstengruppe ms; r_1 - r_3 = Borstengruppe r; p_1 - p_3 = Borstengruppe p; im = Rinne; a_1 - a_3 = Areae posteriorae; la - 4c = Epimeralhaare; ag = Aggenitalhaare; ad_1 - ad_3 = Adanalhaare

men zwischen März und September 1983 ist eine exakte Aussage über die Saisondynamik der Oribatiden nicht möglich; dennoch wiesen *S.laevigatus*, *L.similis* und *E.occultus* in der Zeit von März bis Mai höhere Populationsdichten auf als im Sommer und Herbst. *P.tenuiclavus* dagegen trat erstmals Ende Mai auf und erreichte im September seine höchste Abundanz.

Die Milben hielten sich hauptsächlich in den oberen 4-5cm des Bodens auf. Ein Vergleich von oberflächlichen (bis 5cm Tiefe) und tiefen (von 5-10cm) Bodenproben nahezu gleichen Volumens ergab deutliche Unterschiede. Aus den oberen Schichten wanderten immer viele Milben aus; dagegen fand ich in den tieferen Proben keine oder nur vereinzelt Milben.

2. Haltung von *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis*, *Pilogalumna tenuiclavus* und *Eupelops occultus* im Labor

Den zur Haltung im Labor vorgesehenen 4 Oribatidenarten wurden mehrere, teilweise bereits in der Literatur beschriebene Futtermittel angeboten. Neben Kartoffel, *Protococcus*, Bodenbakterien und Moosblättchen bot ich den Milben 9 verschiedene Pilzarten an; es handelte sich um *Mucor hiemalis*, *Paecilomyces marquandii*, *Epicoccum nigrum*, *Mucor plumbeus*, *Alternaria tenuis*, *Fusarium verticillatum*, *Penicillium spinolosum*, *Aspergillus flavus* und *Aspergillus niger*. Aufgrund von Vorversuchen mit *S.laevigatus* schieden die ersten 3 Pilzarten wegen ihres stark expansiven Wachstums aus. Die verbleibenden 6 Arten stellten außer *Aspergillus niger* in abnehmender Reihenfolge ein brauchbares Futter für *S.laevigatus* dar; dabei wurde *Mucor plumbeus* bevorzugt aufgenommen.

Auch Bodenbakterien und Moosblättchen erwiesen sich als ungeeignet zur Haltung von Oribatiden. Viele der mit Bakterien

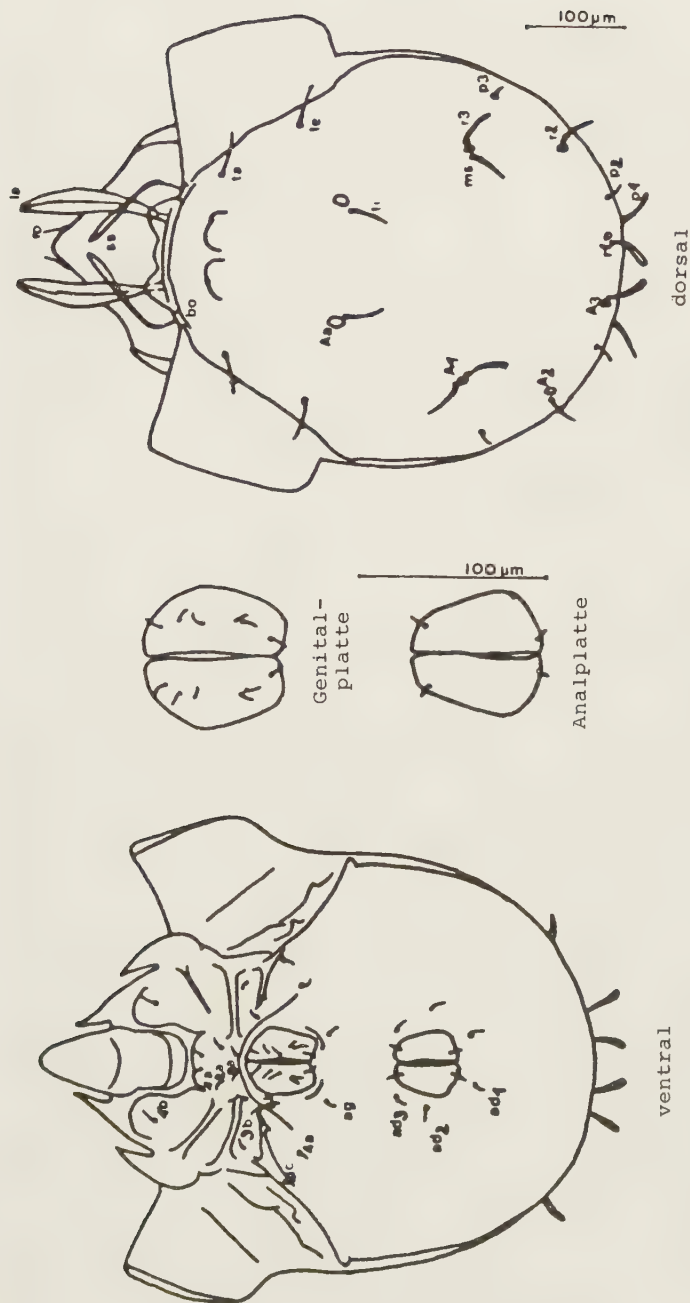


Abb. 5: *Eupelops occultus* (Koch, 1836)

ro = Rostralhaar; la = Lamellarhaar; ss = Sensillus; bo = Bothrydium (pseudostigmatisches Organ); ta, te, ti = Borstengruppe t; ms = Borstengruppe ms; r₁ - r₃ = Borstengruppe r; p₁ - p₃ = Borstengruppe p; Aa, A₁ - A₃ = Areae porosae; la - 4c = Epimeralhaare; ag = Ag-genitalhaare; ad₁ - ad₃ = Adanalhaare

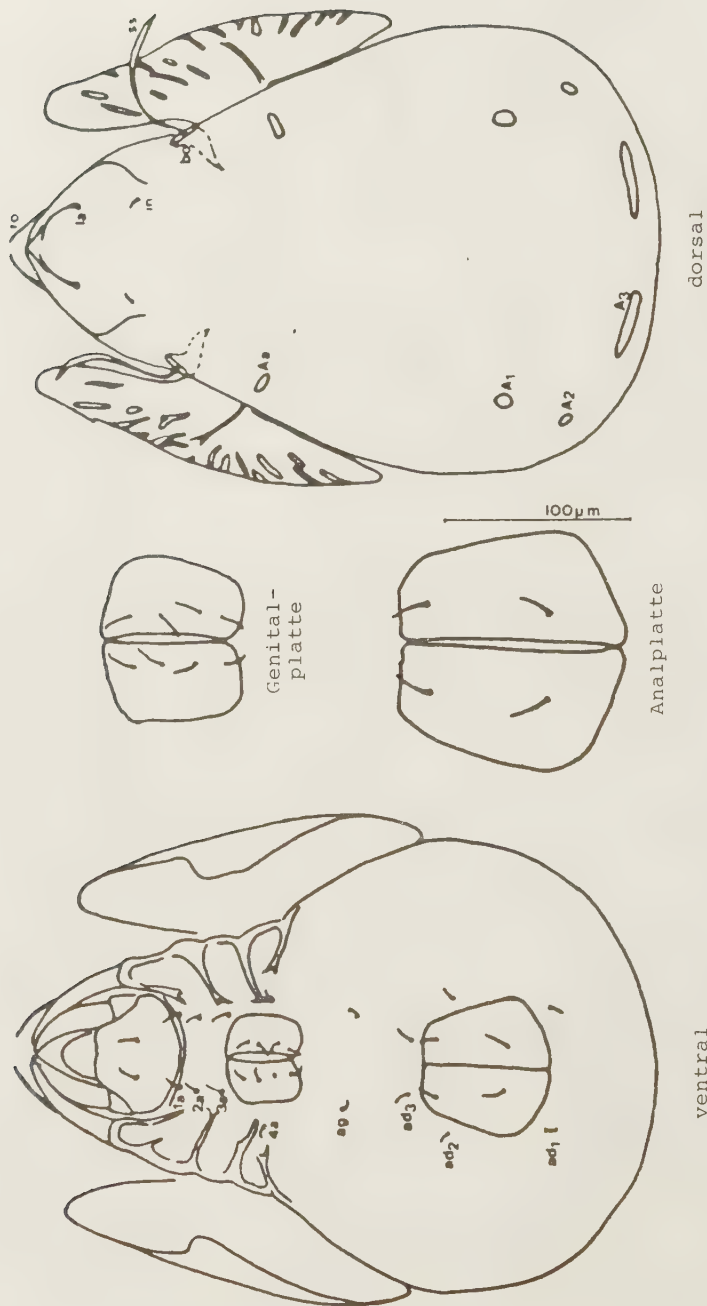


Abb. 6: *Pilogalumna tenuiclavus* (Berlese, 1908)

ro = Rostralhaar; la = Lamellarhaar; in = Interlamellarhaar; ss = Sensillus; bo = Bothridium (pseudostigmatisches Organ); Aa, A₁ - A₃ = Areolae porosae; la - 4a = Epimeralhaare; ag = Aggenitalhaare; ad₁ - ad₃ = Adanalhaare

gefütterten Milben blieben auf den klebrigen Kolonieoberflächen haften und verendeten. Da auch Moosblättchen nicht aufgenommen wurden, verwendete ich nur noch Kartoffel, *Protococcus* und *Mucor plumbeus*.

Bei der alle 5 Tage erfolgenden Kontrolle der Haltungsschälchen bestand eine Hauptschwierigkeit darin, tote Exemplare von regungslosen zu unterscheiden. Bereits 3-4 Tage tote Milben konnten leicht erkannt werden, da ein starkes Pilzwachstum von ihnen ausging. Häufig lagen tote Exemplare auch mit geöffneten Genital- und/oder Analplatten auf der Seite; weibliche Tiere hatten oft den Ovipositor herausgeklappt.

Schwieriger war es, solche Milben als tote zu erkennen, die in physiologischer Körperhaltung im Schälchen lagen. *P.tenuiclavus* zog auf Berührung des Notogasters die beweglichen Pteromorphen an. Lebende *S.laevigatus* legten bei Kontakt mit dem Solenidion am Tarsus I reflektorisch alle Extremitäten eng an den Körper an. Wurden *L.similis* und *E.occultus* aus kurzer Distanz von vorne mit einer starken Kaltlichtquelle angestrahlt, versuchten lebende Milben nach wenigen Sekunden dem Lichtkegel auszuweichen. Moribunde Oribatiden wiesen eine stumpfe, runzlige Notogasteroberfläche auf oder wurden von einem Flüssigkeitstropfen bedeckt.

In einem Haltungsversuch bei $20\pm 2^{\circ}\text{C}$ wurden jeweils 50 *Scheloribates laevigatus* separat Kartoffel, *Mucor plumbeus* und *Protococcus* angeboten (Abb.7). Es erwies sich bei Versuchsende nach 60 Tagen die Kartoffel als beste Nahrung; 30% überlebten, bei *Protococcus*-Angebot nur 12%. Eine mit Kartoffel gefütterte *S.laevigatus* lebte sogar 114 Tage lang. Am ungünstigsten erwies sich *Mucor plumbeus*, hier starben trotz guter Futteraufnahme 96% der Milben nach 60 Tagen. Von den 50 ohne Futter gehaltenen Kontrolltieren überlebte keines den Versuchs-

Anzahl Milben

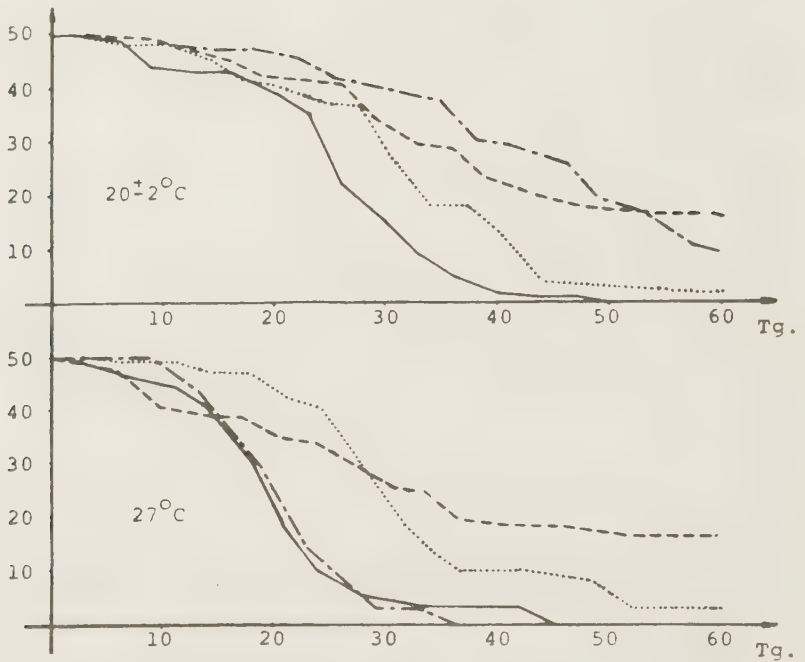


Abb. 7: Haltungsverlauf von *Scheloribates laevigatus* mit verschiedenen Futtermitteln bei 20[±]2°C und 27°C

- Kartoffel
- Mucor plumbeus
- .-.-.- Protococcus
- Kontrolle

zeitraum; die Hälfte war bereits am 25. Tag tot.

Der Unterschied zu den bei 27°C gehaltenen *S. laevigatus* (Abb. 7) war bei *Protococcus*-fütterung am stärksten. Die Haltungs-kurve fiel bereits am 9. Tag steil ab, überschritt am 20. Tag die 50% Mortalitätsrate und endete nach 37 Tagen bei 0. Eine ebenfalls deutlich sigmoide Kurve war bei der Kontrolle

zu erkennen; am 19.Tag waren bereits 50% tot. Für Kartoffeln und *Mucor plumbeus* bestanden bei 20°C und 27°C kaum Unterschiede.

Haltungsversuche mit *Liebstadia similis* bei 20±2°C zeigten, daß auch für sie Kartoffel das beste der angebotenen Futtermittel darstellte (Abb.8). Nach 30 Tagen lebten noch 92, nach 60 Tagen 66% der Ausgangspopulation. Neben Kartoffel eignete sich

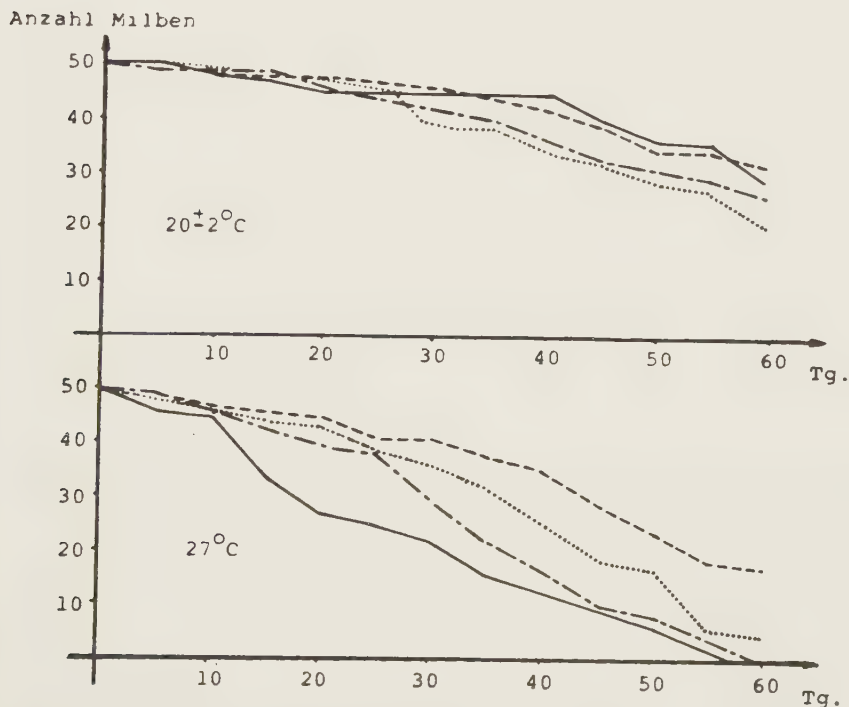


Abb. 8 : Haltungsverlauf von *Liebstadia similis* mit verschiedenen Futtermitteln bei 20±2°C und 27°C

- Kartoffel
- *Mucor plumbeus*
- . - . - Protococcus
- Kontrolle

auch *Protococcus* als Futter. Obwohl die Milben nur mäßig davon fraßen, überlebten 54% 60 Tage. Am schlechtesten schnitt *Mucor plumbeus* ab; mit diesem Futtermittel waren nach 57 Tagen bereits 50% der Milben gestorben. Im Vergleich dazu lebten in der Kontrollgruppe ohne Futter nach 57 Tagen noch 70% und am Versuchsende 60%.

Bei 27°C gehaltene *L.similis* zeigten höhere Mortalitätsraten (Abb.8). Hier starben innerhalb von 25 Tagen 50% der Kontrolltiere, nach weiteren 32 Tagen waren alle Milben tot. Die niedrigste Mortalitätsrate ergab die Haltung auf Kartoffel; nach der halben Versuchszeit waren nur 8% gestorben. Insgesamt überlebten 34% den Versuchszeitraum über 60 Tage. *Protococcus* eignete sich als Futtermittel bei 27°C nur wenig. Nach 59 Tagen waren alle Milben tot; dabei wurde die 50%Mortalitätsmarke schon am 33.Tag überschritten.

Die Haltung von *Pilogalumna tenuiclavus* bei 20⁺2°C über 60 Tage machte keinerlei Schwierigkeiten. Bei Fütterung mit Kartoffel starben erst nach 70 Tagen die ersten Milben; am 104. Tag hatten sie die Mortalitätsrate von 50% erreicht. Nach 132 Tagen lebten immer noch 10% der Ausgangspopulation. Obwohl die Haltungsergebnisse mit Kartoffel am besten sind, nahm *P. tenuiclavus* auch *Mucor plumbeus* gut auf; von 50 Milben lebten nach 60 Tagen noch 98%. Ebenfalls geringe Mortalitätsraten unter 10% ergaben sich für *Protococcus* und die Kontrollgruppe.

Obwohl auch bei 27°C bei keinem der geprüften Futtermittel mehr als 50% der Tiere starben, differierten die Mortalitätsraten zum Teil erheblich. Bei Kartoffelfütterung überlebten nach 60 Tagen 90% Milben und bei *Protococcus* 86% (Abb.9). Von den mit *Mucor plumbeus* gehaltenen Exemplaren blieben trotz der bevorzugten Futteraufnahme nur 78% am Leben. Am deutlichsten war der Unterschied zum 20°C - Versuch bei den Kontroll-

tieren. Am 49.Tag wurde die 50%Mortalitätsgrenze überschritten, am Versuchsende lebten noch 13 der ursprünglich 50 Milben.

Anzahl Milben

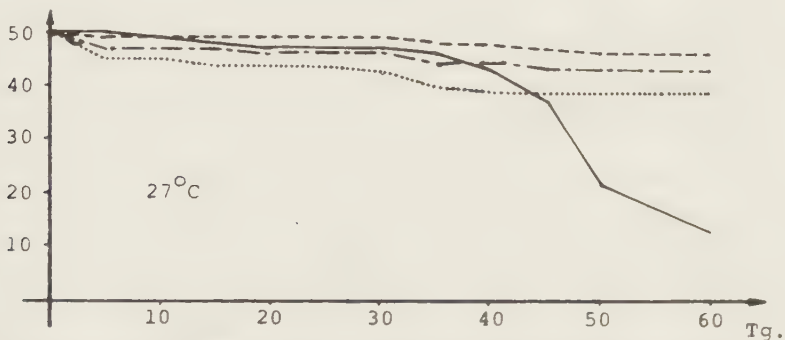


Abb. 9: Haltungsverlauf von *Pilogalumna tenuiclavus* mit verschiedenen Futtermitteln bei 27°C

- Kartoffel
- Mucor plumbeus
- - - - - Protococcus
- Kontrolle

Jeweils 50 *Eupelops occultus* wurden bei 20⁺²°C als Futter Kartoffel, Mucor plumbeus und Protococcus angeboten. Die Oribatiidenart nahm keines der angebotenen Futter auf, sodaß der schwach-sigmoide Verlauf der Haltungscurven (Abb.10) keine großen Abweichungen der verschiedenen Substanzen zueinander und zur Kontrollgruppe aufwies. Obwohl die 50% Mortalitätsmarke zwischen der Kontrolle und Mucor plumbeus um 10 Tage differierte, waren alle Milben fast gleichzeitig am 55. Tag tot.

Ähnliche Resultate zeigte der bei 27°C durchgeführte Versuch (Abb.10); dabei starben die mit *Mucor plumbeus* gehaltenen Milben schon nach 41 Tagen, also 19 Tage vor dem letzten Kontrolltier.

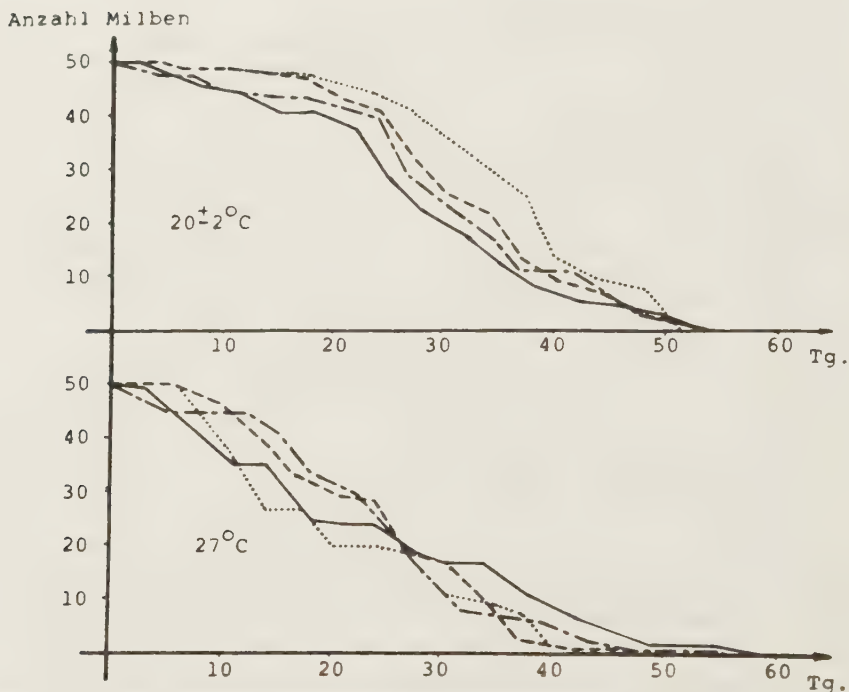


Abb. 10: Haltungsverlauf von *Eupelops occultus* mit verschiedenen Futtermitteln bei $20 \pm 2^{\circ}\text{C}$ und 27°C

- Kartoffel
- *Mucor plumbeus*
- . - . - Protococcus
- Kontrolle

Die Menge der aufgenommenen Nahrung war sowohl von der Art des Futters als auch von der Oribatiden-Species abhängig (Tab.1).

Futter- angebot	Oribatiden - Arten		
	Scheloribates laevigatus	Liebstadia similis	Pilogalumna tenuiclavus
Kartoffel	+++	+++	++
Protococcus	+++	++	+++
Mucor plumbeus	+++	+	+++

Tab. 1: Aufnahme verschiedener Futtermittel durch Oribatiden
 +++ gute Futteraufnahme
 ++ mäßige Futteraufnahme
 + geringe Futteraufnahme

Die Futteraufnahme von *S.laevigatus* war bei Kartoffel, *Protococcus* und *Mucor plumbeus* gleich. *L.similis* nahm in abnehmender Reihenfolge Kartoffel, *Protococcus* und *Mucor plumbeus* auf. *P.tenuiclavus* dagegen bevorzugte *Protococcus* und *Mucor*.

3. Experimentelle Infektion von *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis* und *Pilogalumna tenuiclavus* mit *Moniezia expansa*

Zur Infektion wurden den seit 4 Tagen hungernden Milben infektiösfähige Eier von *Moniezia expansa* (Abb.11) zur Aufnahme angeboten. Einige *S.laevigatus* gingen sofort zielstrebig auf den Filterpapierstreifen und begannen zu fressen. Selbst eine Berührung der Milben und ihre Entfernung vom Eimaterial hielten einige nicht ab, erneut die *Monieziae*eier aufzusuchen.



Abb.11: Ei von *Moniezia expansa* mit deutlich ausgebildeter Onkosphäre (O)

Bei mehreren Exemplaren konnte ich die Aufnahme der Onkosphäre beobachten. Die Milben suchten sich zunächst ein Ei, drehten es mehrere Male mit Hilfe der Chelizeren und Palpen, öffneten die Hüllen und nahmen den Inhalt auf. Dabei schrumpften die leeren Eier um ca. 1/3 ihrer ursprünglichen Größe zusammen. Während ähnliche Beobachtungen auch bei *L.similis* gemacht werden konnten, beachteten *P.tenuiclavus* und *E.occultus* die Eier scheinbar nicht. Selbst wenn ich sie darauf setzte, nahmen sie keine Eier auf und liefen wieder davon.

Zur Infektion von *Scheloribates laevigatus* wurden 200 bei $20 \pm 2^\circ\text{C}$ gehaltenen Exemplaren für 48 Stunden reife Bandwurmeier angeboten, die toten Milben alle 5 Tage entfernt und zur Infektionskontrolle gequetscht.

Bereits 5 Tage p.i. konnten die aufgenommenen Onkosphären

(30 μm) in der Leibeshöhle nachgewiesen werden (Abb.12).

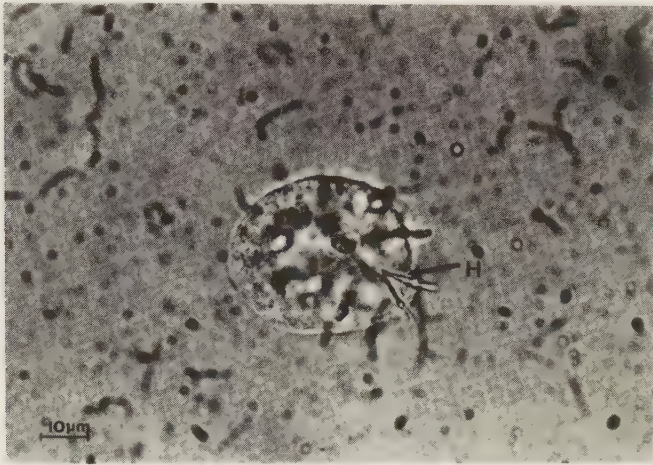


Abb.12: 5-7 Tage alte Onkosphäre von *Moniezia expansa* mit peripher angeordneten Häkchen (H) aus der Leibeshöhle einer experimentell infizierten *Schelloribates laevigatus*

Aus diesen entwickelten sich zunächst kugelförmige Larven, in denen sich nach ca. 15 Tagen ein zentraler Hohlraum bildete. Zu diesem Zeitpunkt hatten die Larven einen Durchmesser von etwa 60 μm . Durch starke Zellproliferationen an einem Pol entwickelten sie sich innerhalb der nächsten 7 Tage zu birnenförmigen, bis 250 μm langen Larvalstadien (Abb.13). Die funktionslos gewordenen Häkchen blieben in den schmalen hinteren Enden der Larven zurück. Durch weiteres Längenwachstum und unregelmäßiges Einschnüren der

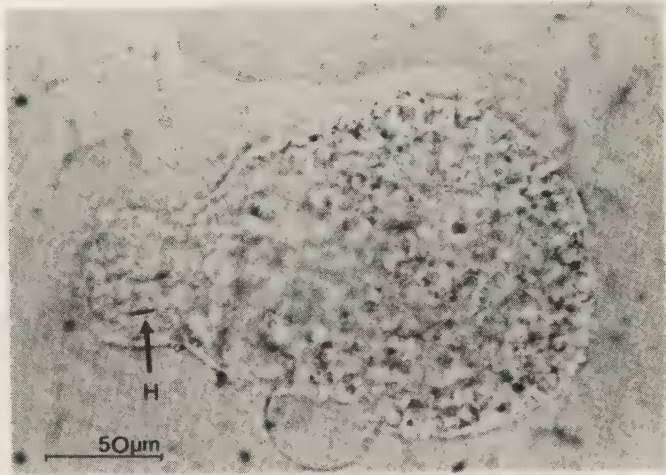


Abb. 13: Pyriformes Larvalstadium von *Moniezia expansa* mit Häkchen (H) aus der Leibeshöhle einer seit 20 - 22 Tagen experimentell infizierten *Scheloribates laevigatus*

äußeren Hüllen gelangten die Larven am 30.-32.Tag in ein veriformes Stadium. Die Weiterentwicklung führte nach 10-15 Tagen wieder zu einer pyriformen Larve, die aufgrund zweier Einschnürungen morphologisch in 3 Abschnitte, Scolex, Zyste und Cercomer unterteilt werden kann. Der Scolex mit den Anlagen der Saugnäpfe bildet zusammen mit der Zyste den Körper (300 µm) und das Cercomer mit den Häkchen den Schwanz (50-200 µm) der Larve. Am 60.-62.Tag stülpte sich der Scolex durch den Invaginationskanal in die Zyste ein und bildete das frühe Stadium des Zystizerkoids (Abb.14). Nach weiteren 15 Tagen waren die Zystizerkoide ausgereift, die Saugnäpfe vollständig ausgebildet, der Invaginationskanal geschlossen und das Cercomer abgestoßen (Abb.15).

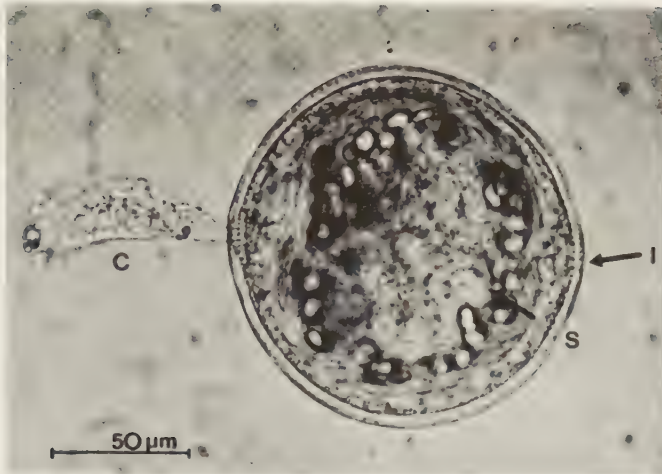


Abb.14: 60-62 Tage altes Zystizerkoid von *Moniezia expansa* mit Cerkomer (C) sowie gut erkennbarem Saugnapf (S) und Invaginationskanal (I) aus der Leibeshöhle einer experimentell infizierten *Scheloribates laevigatus*

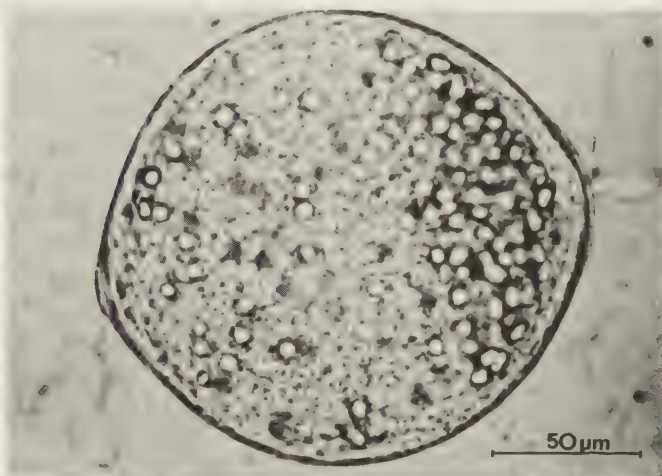


Abb 15: Reifes, 75-77 Tage altes Zystizerkoid von *Moniezia expansa* aus der Leibeshöhle einer experimentell infizierten *Scheloribates laevigatus*

In der Leibeshöhle entwickelten sich 1-4 Zystizerkoiden, wobei deren Größe je nach Anzahl pro Milbe zwischen 130 und 190 μm variierte (Abb.16).



Abb.16: Experimentell infizierte *Schelioribates laevigatus* mit vier, 75 Tage alten Zystizerkoiden

Am 60.Tag p.i. überprüfte ich alle überlebenden Milben auf eine mögliche Infektion. Von den 38 am 60.Tag noch überlebenden Milben waren 32 infiziert (84,2%). Zusammen mit den vorher als infiziert befundenen, toten Milben waren insgesamt 60 Tiere infiziert, was einer Infektionsrate von 30% zur Ausgangspopulation entspricht. Die durchschnittliche tägliche Sterberate der infizierten Milben betrug 2,5%, die der nicht infizierten im gleichen Zeitraum 1,8%.

Ein ähnlicher Versuch mit *S.laevigatus* bei 27°C ergab vergleichbare Resultate. Von den 200 kontrollierten Milben waren 51, also 25,5% der Ausgangspopulation infiziert. Festzuhalten ist ferner, daß die 15 den Infektionsversuch überle-

benden Exemplare alle infiziert waren (Tab.2). Die durchschnittliche tägliche Sterberate lag bei 3,7% gegenüber 1,6% der Kontrollen.

	Scheloribates laevigatus		Liebstadia similis		Pilogalumna tenuiclavus	
	20°C	27°C	20°C	27°C	20°C	27°C
Anzahl Milben am Versuchsbeginn	200	200	100	100	75	75
Anzahl infizierter Milben zur Ausgangs-population in %	30	25,5	71	59	1,3	6,6
Infektionsrate der überlebenden Milben in %	84,2	100	82	92,8	2,5	17,9
Durchschnittliche tägl. Sterberate infizierter Milben in %	2,5	3,7	2,0	1,5	0,6	1,0
Durchschnittliche tägl. Sterberate nicht infizierter Milben in %	1,8	1,6	3,1	0,7	0,3	

Tab.2: Angehensraten experimenteller Infektionen von Oribatiden mit *Moniezia expansa* bei 20°C und 27°C

In einem weiteren Versuch bei 27°C ließ ich je 100 Scheloribates laevigatus 2 und 5 Tage am Eimaterial fressen. Von den über 2 Tage dem Infektionsmaterial ausgesetzten Milben lebten am 50. Tag p.i. noch 13. Davon waren 10 infiziert; dies entspricht einer Infektionsrate von 77% der überlebenden und 10% aller untersuchten Milben. Die 5tägige Infektionsmög-

lichkeit überlebten nur 3% der Milben; diese waren alle infiziert.

Liebstadia similis ließ sich ebenfalls gut experimentell infizieren. Von den 100 bei 20^{+2}°C gehaltenen Tieren war nach einer Versuchszeit von 65 Tagen 82% der Überlebenden und 71% der Ausgangspopulation infiziert. Die durchschnittliche tägliche Sterberate (2%) war niedriger als die der Kontrollgruppe (Tab.2).

Von ebenfalls 100 bei 27°C gehaltenen L.similis ließen sich 59 infizieren. Am Versuchsende, 35 Tage p.i., lebten noch 42 Milben; davon waren 39 (92,8%) infiziert. Die durchschnittliche tägliche Sterberate betrug 1,5%, die der Kontrolltiere 0,7%.

Pilogalumna tenuiclavus ließ sich in sehr viel geringerem Ausmaß infizieren (Tab.2). Bei 20^{+2}°C war nach einer Infektionszeit von 92 Tagen nur 1 von 75 Milben infiziert. Die durchschnittliche tägliche Sterberate war mit 0,6% doppelt so hoch wie diejenige der Kontrolle. Geringfügig besser waren die Resultate für P.tenuiclavus bei 27°C . Nach einer Infektionsperiode von 92 Tagen waren 5 der 28 überlebenden Milben infiziert (18%). Die durchschnittliche tägliche Sterberate betrug 1%; wegen der begrenzten Milbenzahl war ein Kontrollversuch nicht möglich.

Infektionsversuche mit Eupelops occultus bei 20^{+2}°C und 27°C verliefen negativ. Von den jeweils 75 Tieren waren nach 58 Tagen alle tot. In keinem der gequetschten Exemplare konnten Larvalstadien oder reife Zystizerkoide gefunden werden.

Die Anzahl der Zystizerkoide pro Milbe variierte bei allen infizierten Exemplaren zwischen 1 und 4 Stück (Tab.3).

Oribatiden- Art	n	Anzahl Milben mit ... Zystizerkoiden				k ϕ
		1	2	3	4	
Scheloribates laevigatus	46	17	22	5	2	1,8
Liebstadia similis	59	23	25	10	1	1,8
Pilogalumna tenuiclavus	5	2	1	2	0	2,0

Tab.3: Verteilung der Zystizerkoide pro Milbe bei 27°C

(n = Anzahl der infizierten Milben)

(k = ϕ Anzahl Zystizerkoide pro Milbe)

Dabei war die Befallsrate unabhängig von der Haltungstemperatur. Am häufigsten kamen mit 1-2 Zystizerkoide befallene Milben vor (bei 81%).

Die Entwicklung der Onkosphäre zum reifen Zystizerkoid dauerte je nach Milbenart und Haltungstemperatur 35-92 Tage. Am schnellsten entwickelten sich die Finnen in Liebstadia similis, bei 27°C waren bereits am 35. Tag p.i. erste Zystizerkoide festzustellen. Bei 20⁺²°C dauerte die Entwicklung 30 Tage länger. Im Gegensatz dazu benötigten die Zystizerkoide in Scheloribates laevigatus 45 bzw. 75 Tage zu ihrer Entwicklung. Am längsten dauerte die Ausreifung in Pilogalumna tenuiclavus. Hier konnten bei 27°C die ersten reifen Zystizerkoide nach 92 Tagen gefunden werden.

IV. Besprechung der Ergebnisse

Auf einer mit *Moniezia expansa* infestierten Schafweide in München-Obermenzing wurden in unregelmäßigen Abständen während eines Jahres Bodenproben genommen und die für anoplocephalide Bandwürmer obligaten Zwischenwirtsmilben (Moosmilben/Oribatiden) untersucht. In den 5cm tiefen Bodenschichten fand ich über den gesamten Versuchszeitraum 8 Oribatidenarten, *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis*, *Pilogalumna tenuiclavus*, *Eupelops occultus*, *Oppiella nova*, *Tectocephus sarekensis*, *Trichoribates trimaculatus* und *Hypochthonius luteus*, von denen die ersten 4 Species deutlich dominierten. Nach KNÜLLE (1957) handelt es sich hierbei um die spezifischen Arten für wechselfeuchtes, frisches Grünland. JANETSCHKE und SCHATZ (1979) beschrieben ebenfalls eine hohe Korrelation dieser Artenzusammensetzung zu Wiesen. IBARRA, WALLWORK und RODRIGUEZ (1965) fanden in den oberen 5cm dicken Bodenproben einer Schafweide in Kentucky 13 Oribatidenarten; dagegen stellten KATES und RUNKEL (1948) nur 6 Species fest, allerdings untersuchten sie nur 2,5cm tiefe Bodenproben.

Vorkommen und Dichte der Oribatiden hängen offensichtlich neben der Nutzungsart der Fläche auch von anderen Faktoren ab. FRANZ (1953) beschrieb eine Abhängigkeit der Artenzusammensetzung und Dichte von der Düngung. Während sich auf Weiden mit organischer Düngung Artenspektrum und -dichte der Oribatiden verringerten, teilweise sogar bis auf 0 zurückgingen, stiegen sie bei oberflächlicher Ausbringung mineralischer Düngung an. Auf die von mir untersuchte Weidefläche wurde 2x im Jahr Mineraldünger ausgebracht; dennoch muß von einer gemischten, organisch/anorganischen Düngung ausgegangen werden, da die Schafe täglich große Mengen Kot auf der Weide absetzen.

Auch einzelne Pflanzen bzw. Pflanzengemeinschaften beeinflussen das Auftreten bestimmter Oribatiden. An Stellen mit überwiegendem Vorkommen von Weißklee (*Trifolium repens*) und Gänseblümchen (*Bellis perennis*) fand ich gehäuft *Scheloribates laevigatus*, *Oppiella nova*, *Eupelops occultus* und *Tectocephus sarekensis*. In Proben mit größeren Moosanteilen dominierte *Liebstadia similis*. KNÜLLE (1957) dagegen beobachtete im Wurzelfilz von *Trifolium repens* und *Bellis perennis* hauptsächlich *Tectocephus sarekensis*, *Oppiella nova* und *Eupelops occultus* sowie unter Moosen vermehrt *Scheloribates laevigatus* und *Liebstadia similis*. Auch RAJSKI (1961) konnte im Wurzelwerk von Pfeifengras (*Molinietium coeruleae*) und Glatthafer (*Arrhenatheretum elatioris*) Dichteunterschiede mehrerer Milbenarten feststellen. Weitere das Auftreten und die Dichte einzelner Oribatidenarten beeinflussende Faktoren sind Bodenfeuchtigkeit, pH-Wert des Bodens und dessen Salzgehalt (STRENZKE, 1952) sowie klimatische (WALLWORK, 1960) und geographische Gegebenheiten (FRANK und ZIVKOVITCH, 1960).

Weiterhin stellte ich fest, daß die Populationsdichte einzelner Milbenarten auch jahreszeitlichen Schwankungen unterliegt; ich beobachtete in den Monaten März-Mai 1983 eine hohe Dichte von *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis*, *Oppiella nova* und *Eupelops occultus*. Diese nahm im Sommer stark ab, um dann im Herbst wieder etwas anzusteigen. Ende Mai fand ich zum ersten Mal *Pilogalumna tenuiclavus*, deren Populationsdichte in den folgenden Monaten kontinuierlich anstieg und im September ihren Höhepunkt erreichte. Während im Frühjahr *Scheloribates laevigatus* die dominant auftretende Milbenart war, stand im Herbst *Pilogalumna tenuiclavus* im Vordergrund. Damit wurden Ergebnisse von JANETSCHKE und SCHATZ (1979) über saisonale Schwankungen mehrerer Oribatidenarten auf einer Wiese in Obergurgel/Tirol bestätigt. FRANZ (1953) beschrieb als Voraussetzung zur Ausbildung einer konstanten Bodenfauna, daß das zu beurteilende

Gebiet über Jahre hinweg unbeeinflusst bleiben müßte. Auf der von mir untersuchten Weide wurden seit ca. 50 Jahren Schafe gehalten. Durch gleichbleibende Düngung hat sich eine typische Flora herausgebildet und damit auch die Zusammensetzung der Mikroarthropoden beeinflußt. Die Vielzahl beeinflussender Faktoren verdeutlichen die Schwierigkeit, verschiedene Bodenuntersuchungen gleichwertig gegenüberzustellen. Sie erklären die oft stark voneinander abweichenden Untersuchungsergebnisse der einzelnen Autoren über das Vorkommen von Oribatiden in anscheinend gleichen Habitaten.

Zur Haltung im Labor wählte ich aus den 8 vorgefundenen Oribatidenarten *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis*, *Pilogalumna tenuiclavus* und *Eupelops occultus* aus. Hauptkriterien waren dabei das gehäufte Auftreten dieser Arten, deren Größe und die in der Literatur für diese Gattungen bereits beschriebene Infizierbarkeit mit Bandwurmeiern. Ich ging davon aus, daß nur die auf der Weide dominant vorkommenden Oribatidenarten eine entscheidende Rolle als Zwischenwirte spielen; die Infektionsrate der Milben unter natürlichen Bedingungen beträgt weniger als 1% (PROKOPIC, 1962), auch entwickeln sich nur 4% der reifen Zystizerkoide zu adulten Bandwürmern (NARSAPUR, 1976b). Es muß daher der Endwirt eine hohe Milbenzahl aufnehmen, um den Infektionserfolg zu gewährleisten. KRULL (1939) berichtete, daß sich morgens und an regnerischen Tagen bis zu 1200 Oribatiden in 500g Gras aufhalten und beim Weidegang vom Endwirt aufgenommen werden.

Ein weiteres wichtiges Auswahlkriterium stellte die Größe der Oribatiden dar. Weniger als 300-400 µm große Milben können aufgrund der kleinen Leibeshöhle, ihrer z.T. winzigen Freßwerkzeuge und ihres anders gearteten Verdauungssystems Moniezia-Eier nicht aufnehmen oder deren Hüllen öffnen (KASSIA und MA-

HUNKA, 1965). Es gibt jedoch auch über 500 μ m große Milbenarten, deren Chelizeren zu klein oder entsprechend ihrer natürlichen Nahrung derart gestaltet sind, daß sie Moniezia-Eier nicht aufnehmen können.

Die in meinen Untersuchungen vorgefundenen 8 Milbengattungen sind bis auf Hypochthonius bereits alle als Zwischenwirtsmilben für Moniezia expansa beschrieben (SENGBUSCH, 1975). Obwohl Oppiella nova eine Art mit sehr hoher Dichte darstellt, berücksichtigte ich sie nicht, da sie mir ebenso wie Tectocephus sarekensis zu klein und zart erschien. Da Trichoribates trimaculatus nur in sehr geringer Zahl vorkam, konnte ein aussagekräftiger Haltungsversuch nicht aufgebaut werden.

Als Haltungsschälchen erwiesen sich Glasbehälter, die ich mit einem Gips/Aktivkohlegemisch als Feuchtigkeitsreservoir ausgoß, am geeignetsten. WOODRING und COOK (1962) empfahlen Kunststoffgefäße, an deren Wänden sich auch bei Haltungstemperaturen über 15°C im Gegensatz zu Glasbehältern kaum Kondenswasser niederschlagen sollte. In den von mir benutzten und in Exsikkatoren stehenden Haltungsschälchen aus Glas war jedoch selbst bei 27°C kaum Kondenswasser zu beobachten.

Zur Haltung der Milben wählte ich zwei unterschiedliche Temperaturen. Eine Gruppe hielt ich bei 20°C, da diese in etwa der durchschnittlichen Tagestemperatur auf der von mir untersuchten Weide im Sommer nahekommt. 27°C wählte ich im Hinblick auf die späteren Infektionsversuche, da bei hohen Temperaturen eine schnellere Entwicklung der Zystizerkoide zu erwarten ist (NARSAPUR und PROKOPIC, 1979).

Als Futter bot ich den Milben Substanzen an, die bereits in der Literatur als mögliches Futter beschrieben waren, z.B. Kartoffel (PROKOPIC, 1966), Grünalgen (SENGBUSCH, 1954), Pilze

(FORSSLUND,1939), Moosblättchen (HARTENSTEIN,1962a) und Bakterien (HARTENSTEIN,1962b; LITTLEWOOD,1967). Von diesen Substanzen sortierte ich nach Vorversuchen Bakterien, Moosblättchen und mehrere Pilzspecies aus. Bakterien wurden zwar von *Scheloribates laevigatus* aufgenommen, jedoch verklebten die Kolonien meist die gesamte Oberfläche, Borsten, Extremitäten und Atemöffnungen der Milben, sodaß diese bald bewegungsunfähig im Haltungsschälchen festklebten und erstickten. Moosblättchen verrotteten nicht und wurden deshalb nicht aufgenommen. Auch nach HARTENSTEIN (1962a) nehmen Oribatiden kein frisches Pflanzenmaterial auf.

Die mit Kartoffel gehaltenen Milben wiesen bei 20°C und 27°C durchweg die höchsten Überlebensraten nach 60 Tagen auf, wobei 2 *Scheloribates laevigatus* sogar 114 Tage lebten. Nach WOODRING und COOK (1962) können diese Arten maximal 4 Monate unter Laborbedingungen gehalten werden. Die herausragende Eignung der Kartoffel lag meiner Meinung nach in ihrer vor allem im Vergleich zu *Protococcus* relativ langsamen Verpilzung. Dieses wurde bei 27°C deutlich. Bei dieser Temperatur wuchsen aufgrund des feuchtwarmen Milieus auch auf Kartoffel Fremdpilze expansiv, führten zu typischen Beeinträchtigungen der Milben und damit zu einer höheren Mortalitätsrate.

Ein weiteres gut geeignetes Futter stellte die Grünalge (*Protococcus*) dar; allerdings besteht die Gefahr der Verpilzung. Eine fraktionierte Sterilisation der Grünalgen zur Verhinderung des Pilzwachstums schlug fehl. Nach LITTLEWOOD (1967) waren Oribatiden nicht in der Lage, steril aufgezogene Grünalgen zu verdauen. Erst als die Milben wieder mit Mikroorganismen übersäte Grünalgen bekamen, konnten sie diese verwerten. Vielleicht nehmen Oribatiden Grünalgen nur auf, um die darauf lebenden Bakterien und/oder Pilze zu fressen. Genauso gut ist es aber auch möglich, daß sie zur Verdauung der Grünalgen die

enzymatische Hilfe von Bakterien benötigen. Jedoch können Grünalgen bei 20°C Haltungstemperatur durchaus ein geeignetes Futtermittel darstellen.

Das dritte gut zur Haltung geeignete Futtermittel stellte *Mucor plumbeus* dar. Der besondere Vorteil dieses Futters bestand darin, daß es auch bei 27°C kaum verpilzte. *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis* und *Pilogalumna tenuiclavus* hielten sich häufig in den Kolonien auf und legten sogar ihre Eier darin ab. Die geschlüpften Larven und die sich daraus entwickelnden Nymphenstadien waren ebenfalls gehäuft in den Pilzen zu finden, wobei die Nymphen von *P. tenuiclavus* sogar davon fraßen. Als Nahrung dienten den Oribatiden die Sporangien des Pilzes. Die prozentualen Überlebensraten der bei 20°C und 27°C gehaltenen Milben schwankte bei Mucorfütterung wenig, da hier eine geringe Fremdverpilzung auftrat. Überraschend ist die höhere Sterberate für *Pilogalumna tenuiclavus* bei 27°C auf *Mucor plumbeus*.

Der Vergleich der beiden Haltungstemperaturen von 20°C und 27°C ergab niedrigere Überlebensraten für *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis* und *Pilogalumna tenuiclavus* bei 27°C. Das von manchen Futtermitteln ausgehende Pilzwachstum konnte dafür nicht allein verantwortlich gemacht werden, da auch die ohne Futter gehaltenen Kontrolltiere zum Teil erheblich höhere Mortalitätsraten aufwiesen. MADGE (1964b) stellte fest, daß Oribatiden bei niedrigeren Temperaturen länger leben können als bei hohen. Als Ursache gibt MADGE (1965a) die Austrocknung und bei hohen rel. Luftfeuchtigkeiten die Überhitzung der Milben an. Sie sind dann nicht mehr in der Lage, sich durch Feuchtigkeitsverdunstung genügend abzukühlen. *Eupelops occultus* ließ sich unter den gegebenen Bedingungen im Labor nicht halten. Diese Milben sind offensichtlich mit ihren kleinen Chelizeren auf ein völlig anderes Futter spezia-

lisiert.

Bei allen Kontrolltieren stiegen nach einem von Art und Temperatur abhängigen Zeitraum die Mortalitätsraten plötzlich sprunghaft an. Anscheinend waren zu dem Zeitpunkt die Reserven aufgebraucht, sodaß ältere und schwache Milben starben. Die Mortalitätsraten nahmen mit Versuchsdauer ab, da dann ausschließlich Milben mit guter Kondition vorhanden waren. Bei 27°C waren Mortalitätsraten von 50% der fastenden *Scheloribates laevigatus* nach 19, *Eupelops occultus* nach 18, *Liebstadia similis* nach 25 und *Pilogalumna tenuiclavus* erst nach 49 Tagen erreicht. MADGE (1964b) untersuchte ebenfalls die mittlere Überlebenszeit verschiedener Oribatidenarten und beobachtete bei 25°C sehr viel geringere Überlebenszeiten; sie schwankten zwischen 1 und 3 Tagen. Er erklärte diese Ergebnisse mit einem steigenden Sättigungsdefizit im Wasserhaushalt der Milben bei niedrigen rel. Luftfeuchtigkeiten kombiniert mit hohen Temperaturen.

Zur Infektion von *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis*, *Pilogalumna tenuiclavus* und *Eupelops occultus* bot ich reife Eier von *Moniezia expansa* an. Die Untersuchung von Bandwurmeiern frisch abgesetzter Proglottiden ergab einen hohen Prozentsatz morphologisch unreifer Eier. Nach STUNKARD (1938) müssen aber zur Infektion des Zwischenwirtes Bandwurmeier völlig ausgereift sein. Deshalb bewahrte ich die *Moniezia*-Eier für 10-14 Tage bei Zimmertemperatur in Leitungswasser auf. Erst als in über 70% der mikroskopisch kontrollierten Eier der pyriforme Apparat mit der Onkosphäre und den drei Hakenpaaren deutlich ausgebildet waren, bot ich diese den Oribatiden an. FREEMAN (1952) dagegen verbrachte die Eier frischer Proglottiden auf Filterpapier und legte sie für maximal 48 Stunden in den Kühlschrank, bevor er sie den Oribatiden vorsetzte. KUTSNETSOV (1959) glaubte andererseits, daß *Moniezia*-

Eier nach 1-2 Tagen ihre Infektiosität verlieren und nur im Kot maximal 9 Tage überleben.

Zur Infektion tropfte ich reife *Moniezia*-Eier auf einen schmalen Filterpapierstreifen und legte sie in das Infektionsschälchen. Der Filterpapierstreifen ermöglichte es mir, die Bandwurmeier nach 2 oder 5 Tagen wieder aus dem Schälchen vollständig zu entfernen. Werden die Eier direkt auf den Gipsboden getropft, müssen die Oribatiden nach 2 bzw. 5 Tagen in neue Schälchen umgesetzt werden (PROKOPIC, 1956). Die Oribatiden ließ ich 3-4 Tage hungern, um eine hohe Eiaufnahme und dadurch maximale Infektionsraten zu erhalten. EBERMANN (1974) setzte *Scheloribates laevigatus* und *Liebstadia similis* zur Eiaufnahme für 2 Tage in runde Schälchen, in denen eine Hälfte des Bodens mit Eiern, die andere mit Futter bedeckt war. Er ging davon aus, daß diese Arten Eier aktiv aufnehmen, da es sich seiner Meinung nach um fakultativ zoophage bzw. nekrophage Milben handelte. Er begründete dies mit seinen Beobachtungen, die eine gewisse Attraktivität der Bandwurmeier für diese Milben vermuten lassen. Auch ich beobachtete, daß *Scheloribates laevigatus* und *Liebstadia similis* zielstrebig auf die Filterpapierstreifen mit den *Moniezia*-Eiern kletterten und sofort zu fressen begannen. Im Gegensatz dazu schienen *Pilogalumna tenuiclavus* und *Eupelops occultus* die Bandwurmeier zu meiden.

Bei mehreren *Scheloribates laevigatus* konnte ich die Aufnahme der Onkosphäre verfolgen. Die Oribatiden suchten sich ein *Moniezia*-Ei aus, drehten es einige Sekunden zwischen Chelizeren und Palpen, bissen es anschließend auf und saugten den Inhalt aus. Die leeren Eihüllen ließen sie liegen. EBERMANN (1974) stellte fest, daß Oribatiden die Eier nicht nur anbeißen, um deren Inhalt aufzunehmen, sondern die Eier zerkauen und mit-samt der Eihüllen auffressen. Nach 1-2 Tagen waren dann die unverdauten Eihüllen im Kot nachweisbar. KASSIA und MAHUNKA

(1965) fanden in mehreren *Schelioribates laevigatus* vollständig intakte *Moniezia*-Eier. Sie folgerten daraus, daß große Oribatiden auch ganze Eier aufnehmen, aus denen sich dann Zystizerkoide ausbilden können. Nach CALEY (1975) kann die Onkosphäre nur in die Leibeshöhle eindringen, nachdem die Eihüllen und die darunterliegende Membran eröffnet, der Einhalt über einen pharyngealen Saugmechanismus aufgenommen und schließlich der pyriforme Apparat proteolytisch aufgelöst worden sind. Erst dann ist es der auf diese Weise aktivierten Onkosphäre möglich, die Darmwand zu penetrieren und sich in der Leibeshöhle einzunisten. Wahrscheinlich befanden sich die von KASSIA und MAHUNKA (1965) gefundenen ganzen Eier nicht in der Leibeshöhle der Milben, sondern im Verdauungssystem. EBERMANN (1974) berichtete, daß zerbissene Eihüllen unverdaut wieder ausgeschieden werden; es wäre daher auch denkbar, daß ganze *Moniezia*-Eier unversehrt den Verdauungstrakt großer Oribatiden passieren können.

2 Tage p.i. entfernte ich die *Moniezia*-Eier aus den Infektionsschälchen und ersetzte sie durch Kartoffel. In regelmäßigen Abständen wurden die Infektionsschälchen kontrolliert, tote Milben entfernt und zur Bestimmung der Infektionsrate gequetscht. Dabei bestätigten sich die Beobachtungen von STUNKARD (1941) und NARSAPUR (1976b), daß sich tote Oribatiden nicht zur Darstellung der Entwicklungsstadien bzw. zur Infektionskontrolle eignen. Beim Quetschen toter Milben zerplatzten die Larvalstadien, sofern sie sich nicht schon vorher in der Leibeshöhle aufgelöst hatten. Dafür sind meiner Meinung nach die sich rasch vermehrenden Bakterien in der Körperflüssigkeit und die durch Autolyse frei werdenden Enzyme verantwortlich zu machen. Demgegenüber ließen sich in lebend gequetschten Milben die Larvalstadien jeder Entwicklungsstufe gut darstellen.

Von den bei 27°C infizierten Oribatidenarten wies *Liebstadia similis* mit 59% die höchste Infektionsrate auf, gefolgt von *Scheloribates laevigatus* mit 25,5% und *Pilogalumna tenuiclavus* mit 6,6% infizierter Tiere zur Ausgangspopulation. Bezogen auf die Überlebenden Milben liegen die Infektionsraten mit 92,8% für *L.similis*, 100% für *S.laevigatus* und 17,9% für *P.tenuiclavus* weitaus höher. *Eupelops occultus* ließ sich nicht experimentell infizieren. STUNKARD (1941) fand bei Untersuchungen mehrerer tausend Oribatiden nur eine natürlich infizierte *Eupelops tardus*. Die hohe Infizierbarkeit für *Liebstadia similis* und *Scheloribates laevigatus* ist eindeutig auf die zielstrebige Aufnahme der Bandwurmeier zurückzuführen. Offensichtlich geht von den *Moniezia*-Eiern ein besonderer Reiz aus, der sie für diese Oribatidenarten attraktiv macht (EBERMANN, 1974). Diese Ergebnisse lassen den Schluß zu, daß *Liebstadia similis* und *Scheloribates laevigatus* auf der untersuchten Schafweide in München-Obermenzing die Hauptzwischenwirte sind.

Während der Monate Mai und Juni untersuchte ich ca. 2000 Oribatiden auf natürliche Infektionen mit *Moniezia expansa*. Dabei fand ich insgesamt 8 infizierte Exemplare (0,4%), 7 *Scheloribates laevigatus* und 1 *Liebstadia similis*. Die Angaben in der Literatur über die Höhe der natürlichen Infektionen in verschiedenen Untersuchungsgebieten schwanken zwischen 0,05% (LIN YU-KWANG, HO YU-CHEN und SUNG YU-LAN, 1975) und 4,5% (PROKOPIC, 1967). Diese recht große Differenz macht deutlich, daß bei Angaben über die natürliche Infektionsrate in einem Untersuchungsgebiet verschiedene Faktoren berücksichtigt werden müssen. Neben der Jahreszeit und dem Untersuchungszeitraum hat auch die Intensität der Beweidung und die Befallsrate des Endwirtes im Untersuchungsgebiet eine Bedeutung.

Unter den auf ihre natürliche Infektion hin untersuchten Mil-

ben konnte keine infizierte *Pilogramma tenuiclavus* nachgewiesen werden. Dieses Ergebnis und die Beobachtung, daß diese Art im Experiment von den *Moniezia*-Eiern keine Notiz nahm und nur zu 6,6% infizierbar war, veranschaulichten die geringe Bedeutung von *Pilogramma tenuiclavus* in der Epidemiologie der Moniezirose auf dieser Weide. Im Gegensatz dazu berichteten KATES und RUNKEL (1948) und PROKOPIC (1962), daß auf den von ihnen untersuchten Schafweiden die Galumniden unter natürlichen Bedingungen die Hauptrolle im Infektionsgeschehen spielten.

Der Vergleich mit je 100 *Scheloribates laevigatus* bei 27°C und 2 bzw. 5tägiger Infektion ergab keine deutlichen Unterschiede. In beiden Versuchsgruppen wurden durchschnittlich 1,9 Zystizerkoide pro Milbe gefunden, obwohl eine Gruppe mehr als doppelt so viel Zeit zur Aufnahme der *Moniezia*-Eier hatte. FREEMAN (1952) postulierte, daß Infektionszeiten über 2 Tage die Infektionsraten der Milben nicht erhöhen. Dagegen sollen bei eintägiger Infektion die Infektionsraten sehr viel niedriger sein.

Vergleiche der Infektionsergebnisse bei 20°C und 27°C zeigen, daß keine großen Differenzen in den Infektions- und Befallsraten einzelner Milbenarten bestehen. Dagegen sind deutliche Unterschiede in den Entwicklungszeiten der Zystizerkoide zu erkennen. Im Brutschrank bei 27°C konnten die ersten Zystizerkoide von *Moniezia expansa* in *Liebstadia similis* bereits nach 35, in *Scheloribates laevigatus* nach 45 und *Pilogramma tenuiclavus* nach 92 Tagen festgestellt werden. Im Gegensatz dazu benötigten bei 20°C die Zystizerkoide in *Liebstadia similis* 65 und in *Scheloribates laevigatus* 75 Tage zur Ausreifung. Auf die Abhängigkeit der Entwicklungsdauer von der Temperatur wiesen schon ANANTARAMAN (1951) und NARSAPUR (1976b) hin. Ebenso scheint je nach Bandwurm-

species eine unterschiedliche Entwicklungszeit der Zystizerkoide zu bestehen. So geben NARSAPUR und PROKOPIC (1979) die Entwicklungszeit von *Moniezia expansa* in *Scheloriabates laevigatus* bei 28°C mit 27 und für *Moniezia benedeni* (PROKOPIC und NARSAPUR, 1981) unter gleichen Bedingungen mit 34 Tagen an.

Die Ergebnisse meiner Arbeit zeigen, daß die Entwicklungsdauer der Zystizerkoide neben der Temperatur und der Bandwurmart auch von der Oribatidenart abhängt. EBERMANN (1974) postuliert eine unterschiedliche Empfindlichkeit der Entwicklungsstadien auf die Bedingungen in verschiedenen Oribatidenarten. So können aktivierte Haemozyten den Parasiten im Zwischenwirt einkapseln und zerstören, sodaß in einigen Milben viele Zystizerkoide ausreifen und in anderen keine.

V. Zusammenfassung

Zur Aufklärung der epidemiologischen Bedeutung von Moosmilben (Acari: Oribatidae) auf einer mit *Moniezia expansa* infestierten Schafweide wurden während einer Vegetationsperiode Bodenproben untersucht. Von den 8 gefundenen Oribatidenarten wurden die mit hoher Dichte auftretenden *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis*, *Pilogalumna tenuiclavus* und *Eupelops occultus* im Labor gehalten und auf ihre Infizierbarkeit hin überprüft.

Die Milben wurden in Glas-Kristallisationsschälchen auf einem Gips/Aktivkohleboden bei 20°C bzw. 27°C und 94-98% rel. Luftfeuchtigkeit mit verschiedenen Pilzarten, Bakterien, Moosblättchen, Grünalgen und Kartoffel gehalten. Von den angebotenen Substanzen erwies sich Kartoffel als das beste Futtermittel. Bei 20°C (27°C) überlebten 100% (90%) der *P. tenuiclavus*, 66% (34%) der *L. similis* und 30% (32%) der *S. laevigatus* 60 Tage.

Zur Infektion der Oribatiden wurden bei 20°C und 27°C über 2 und 5 Tage reife Eier von *Moniezia expansa* angeboten, die Infektionsraten bestimmt und die sich ausbildenden Larvalstadien dargestellt. *L. similis* ließ sich bei 20°C (27°C) mit 71% (59%) am besten infizieren, gefolgt von *S. laevigatus* mit 30% (25,5%) und *P. tenuiclavus* mit 1,6% (6,6%). Durchschnittlich konnten 1,8-2 Zystizerkoide pro Milbe nachgewiesen werden. Die Infektionsdauer von 2 bzw. 5 Tagen zeigte keinen Einfluß auf die Infektionsraten. *E. occultus* nahm keines der angebotenen Futtermittel an und ließ sich nicht infizieren.

Die Entwicklung der Zystizerkoide war von der Temperatur und der Milbenart abhängig. Sie dauerte bei 27°C (20°C) bis zur Ausreifung in *L. similis* 35 (65), *S. laevigatus* 45 (75) und bei *P. tenuiclavus* 92 Tage.

SKORSKI, P.: Investigation into the maintainance of *Schel-
oribates laevigatus*, *Liebstadia similis* and
Pilogalumna tenuiclavus and their infection
with *Moniezia expansa*

Summary

Soil samples from a sheep pasture infested with *Moniezia ex-
pansa* were examined during a vegetation period to demonstrate
the epidemiological importance of moss mites (Acari: Oriba-
tidae). 8 oribatid species were collected. The most abun-
dant ones, *Scheloribates laevigatus*, *Liebstadia similis*, *Pi-
logalumna tenuiclavus* and *Eupelops occultus* were maintained
under laboratory conditions and were tested for infectivity.

Mites were cultured in glass vessels with a plaster-charcoal
bottom at 20 °C and 27 °C and 94 - 98% relative humidity. Se-
veral fungi, bacteria, moss leaves, green alga and potato
were offered as nutriment. Potato was found to be the best
food material; 100% (90%) of *P.tenuiclavus*, 66% (34%) of *L.
similis* and 30% (32%) of *S. laevigatus* survived 60 days at
20 °C (27 °C).

Mature eggs of *Moniezia expansa* were added to uninfected
mites for 2 and 5 days at 20 °C and 27 °C, infectivity rates
determined and developing larval stages illustrated. 71%
(59%) of *L. similis*, 30% (25,5%) of *S. laevigatus* and 1,6%
(6,6%) of *P.tenuiclavus* were infected at 20 °C (27 °C). An
average of 1,8 - 2 cysticercoids per mite was found. Both
times of exposure showed no influence on infectivity rates.
E.occultus did not accept any food material and could not
be infected.

The development of cysticercoids depended on temperature
and mite species. 35 (65) days for *L.similis*, 45 (75) days
for *S.laevigatus* and 92 days for *P.tenuiclavus* were re-
quired for the larvae to reach cystic stage at 27 °C (20 °C).

VI. Literaturverzeichnis

- ANANTARAMAN, K. (1951): The development of *Moniezia*,
the large tapeworm of domestic ruminants.
Science and Culture 17, 155-157
- BALOGH, J. (1958): Lebensgemeinschaften der Landtiere.
Akademie Verlag, Berlin
- BALOGH, J. (1972): The oribatid genera of the world.
Akademiai Kiado, Budapest
- BERLESE, A. (1904): Apparecchio per raccogliere presto ed
in gran numero piccoli artropodi.
Redia II, 85-89
- CALEY, J. (1975): In vitro hatching of the tapeworm
Moniezia expansa and some properties
of the egg membrans.
Z. Parasitenk. 45, 335-346
- CALEY, J. (1976): Ultrastructural studies of the cysti-
cercoid of *Moniezia expansa* (Anoplocephalidae) with
special reference to the development of the cyst.
Z. Parasitenk. 48, 251-262
- EBERMANN, E. (1974): Die Rolle von Hornmilben (Oribatei)
als Überträger von Bandwürmern.
Zool. Diss., Graz
- EDWARDS, C.A.T. (1955): Simple techniques for rearing
Collembola, *Symphyla*, and other small soil-inhibiting
arthropods.
In: KEVAN, E. Mc: Soil Zoology, Butterworths,
London, 412-416

- EVANS, G.O., SHEALS, J.G., D. MACFARLANE (1968): The terrestrial acarid of the British Isles, Vol.1, 2. Aufl.
British Museum (Natural History), London
- FORSSLUND, K.H. (1939): Über die Ernährungsverhältnisse der Hornmilben (Oribatiden) und ihre Bedeutung für die Prozesse im Waldboden.
In: Verhandlungen Bd. III, VII. Internationaler Kongr. Entomol., Berlin, 1950-1957
- FRANK, F., V. ZIVKOVITCH (1960): Oribatiden (Oribatei, Acarina) einiger Weiden in Jugoslawien.
Verh. XI. Internationaler Kongr. Entomol. Wien 1: 271-273
- FRANZ, H. (1953): Der Einfluß verschiedener Düngungsmaßnahmen auf die Bodenfauna.
Angew. Pflanzensoziologie 11, 1-50
- FREEMAN, R.S. (1952): The biology and life history of Monocetus Beddard (1914) (Cestoda: Anoplocephalidae) from the porcupine.
J. Parasit. 38, 111-129
- FUJIKAWA, T. (1970): Notes on the efficiency of a modified Tullgren apparatus for extracting oribatid mites.
Appl. Ent. Zool. 5, 42-44
- GRANDJEAN, F. (1948): Sur l'élevage de certains Oribates en vue d'obtenir des Clones.
Bull. Mus. Nat. Hist. Nat. (Paris) 20, 450-457
- GRANDJEAN, F. (1949): Observation des très petit arthropodes.
Bull. Mus. Nat. Hist. Nat. (Paris) 21, 363-370

- HAARLØV, N. (1947): A new modification of the Tullgren apparatus.
J. Anim. Ecol. 16, 115-121)
- HAMMEN, L. van der (1952): The oribatei (Acarì) of the Netherlands.
Zool. Verhand. Leiden 17, 1-93
- HARTENSTEIN, R. (1962a): Soil Oribatei I. Feeding specificity among forest soil oribatei (Acarina).
Ann. Ent. Soc. Amer. 55, 202-206
- HARTENSTEIN, R. (1962b): Soil Oribatei VI. Protoribates lophotrichus (Acarina: Haplocetidae) and its associations with microorganisms.
Ann. Ent. Soc. Amer. 55, 587-591
- IBARRA, E.L., WALLWORK, J.A., J.G. RODRIGUEZ (1965):
Ecological studies of mites found in sheep and cattle pastures. I. Distribution patterns of oribatid mites.
Ann. Ent. Soc. Amer. 58, 153-159
- JANETSCHEK, H., H. SCHATZ (1979): Ökologische Untersuchungen an Wirbellosen des zentralalpinen Hochgebirges (Ober-gurgel, Tirol).
P. Sandt Kommissionsverlag, Innsbruck
- JENKINS, D.W. (1947): A laboratory method of rearing chiggers affecting man (Acarina: Trombiculidae).
Ann. Ent. Soc. Amer. 40, 56-68
- KASSIA, T., S. MAHUNKA (1965): Studies on tapeworms in ruminants. II. Oribatids as intermediated hosts of Moniezia species.
Acta Vet. Hung. 15, 227-249

- KATES, K.C., C.E. RUNKEL (1948): Observations on oribatid mites vectors of *Moniezia expansa* on pastures, with a report of several new vectors from the United States. Proc. Helm. Soc. Wash. 15, 10-33
- KNÜLLE, W. (1954): Neue Arten der Oribatiden-Gattung *Pelops* (Acari). Zool. Anzeiger 153, 215-221
- KNÜLLE, W. (1957): Die Verteilung der Acari: Oribatei im Boden. Z. Morph. Ökol. Tiere 46, 397-432
- KRANTZ, G.W. (1978): A Manual of Acarology. Oregon State Univ. Book Stores, Inc. Corvallis
- KRULL, W.H. (1939): On the life history of *Moniezia expansa* and *Cittotaenia* sp. (Cestoda: Anoplocephalidae). Proc. Helm. Soc. Wash. 6, 10-11
- KUZNETSOV, M.I. (1959): Survival of *Moniezia* eggs on pastures in the lower Volga steppes. Byull. Nauchno-Tekhn. Inform. Vsesoyuznogo Inst. Gelmint. im. K. I. Skryabina 5, 48-51
- KUZNETSOV, M.I. (1968): The susceptibility of sheep of different ages to *Moniezia expansa* and *Moniezia benedeni*. Trudy veses. Inst. Gelmint 14, 210-222
- LADELL, W.R.S. (1936): A new apparatus for separating insects and other arthropods from the soil. Ann. Appl. Biol. 23, 862-879

LIN YU-KWANG, HO YU-CHEN, SUNG YU-LAN (1975): Studies on the epidemiology of monieziasis (*Moniezia expansa*) and the biology of its natural vectors.
Acta Zool. sinica 21, 141-154

LITTLEWOOD, C.F. (1967): A surface sterilisation technique used in feeding algae to oribatei.
Proc. IInd Int. Congr. Acarology, 53-56

MACFADYEN, A. (1953): Notes on method for the extraction of small soil arthropods.
J. Anim. Ecol. 22, 65-77

MADGE, D.S. (1964a): The humidity reactions of oribatid mites.
Acarologia 6, 566-591

MADGE, D.S. (1964b): The longevity of fasting oribatid mites.
Acarologia 6, 718-729

MADGE, D.S. (1965a): The effects of lethal temperatures on oribatid mites.
Acarologia 7, 121-130

MADGE, D.S. (1965b): The behaviour of *Belba geniculosa* Oudms. of oribatid mites on controlled temperature gradients.
Acarologia 7, 389-406

MICHAEL, A.D. (1883): British Oribatidae.
Ray Society, London 1, 1-336

MICHAEL, A.D. (1901): British tyroglyphidae
Ray Society, London 1, 1-291

- MUSTAFIN, A.O. (1980): Apparatus for eliciting of Oribati-
dae ticks.
Veterinaria 56, 45
- NARSAPUR, V.S. (1976a): Laboratory infections of Schelori-
bates spp. (oribatid mites) with *Moniezia expansa* and
M. benedeni.
J. Helminth. 50, 153-156
- NARSAPUR, V.S. (1976b): Observations on the biology of sheep
tapeworm, *Moniezia expansa* in India.
Indian J. Anim. Sci. 46, 603-609
- NARSAPUR, V.S. (1978): First report on the development of
Moniezia expansa in juvenile stages of oribatid mites.
Folia Parasit. (Praha) 25, 210
- NARSAPUR, V.S. J. PROKOPIC (1979): The influence of tem-
perature on the development of *Moniezia expansa* in
oribatid mites.
Folia Parasit. (Praha) 26, 239-243
- NEF, L. (1971): Influence de l'humidité sur le géotactisme
des Oribates (Acarina) dans l'extrateur de Berlese-
Tullgren.
Pedibibologia 11, 433-445
- POTEMKINA, V.A. (1959): K metodike sodержaniya klescej-
oribatid v laboratonykh uslovijach.
Zool. Zhurnal 38, 282-284
(zitiiert bei PROKOPIC, J. (1965))

PROKOPIC, J. (1962): Die Saisondynamik des Vorkommens von Bandwürmern der Gattung *Moniezia* und das Problem über den Entwicklungszyklus dieser Bandwürmer im Weidegelände der Sumava.
Cs. Parasit. 9, 355-364

PROKOPIC, J. (1966): Die Methodik des Sammelns und der Zucht von Oribatiden zu experimentellen Studien der Entwicklungszyklen von Bandwürmern.
Angew. Parasitol. 7, 16-19

PROKOPIC, J. (1967): Bionomische Studien über Bandwürmer der Gattung *Moniezia*.
Angew. Parasitol. 8, 200-209

PROKOPIC, J., V.S. NARSAPUR (1981): Experimental study on the life cycle of *Moniezia benedeni*.
Folia Parasit. (Praha) 28, 54

RAJSKI, A. (1961): Quantitative occurrence of the chief intermediate hosts of *Moniezia expansa* in the vicinity of Poznan.
Wiad. Parazyt. 7, 39-42

ROHDE, C.J. (1956): A modification of the plaster-charcoal technique for the rearing of mites and other small arthropods.
Ecology 37, 843-844

SALT; G., F.S.J. HOLLICK (1944): Studies of wireworm populations. I. A census of wireworms in pasture.
Ann. Appl. Biol. 31, 52-64

- SELLNICK, M. (1928): Formenkreis: Hornmilben, Oribatei
In: BROHMER, P., EHLMANN, P., G. ULMER: Die Tierwelt
Mitteleuropas. Verlag von Quelle und Meyer, Leipzig
Band III, (IX) 1-42
- SELLNICK, M. (1960): Formenkreis: Hornmilben, Oribatei
In: BROHMER, P., EHLMANN, P., G. ULMER: Die Tierwelt
Mitteleuropas. Verlag von Quelle und Meyer, Leipzig
3. Erg., 4. Liefg., 45-135
- SENGBUSCH, H.G. (1954): Studies on the life-history of
three oribatid mites with observations on other
species.
Ann. Ent. Soc. Amer. 47, 646-667
- SENGBUSCH, H.G. (1974): Culture methods for cryptostig-
matid mites (Acari: Oribatei).
Proc. 4th Intern. Congr. Acarology, 83-87
- SENGBUSCH, H.G. (1975): Review of oribatid mite anoplo-
cephalan tapeworm relationships (Acari: Oribatei;
Cestoda: Anoplocephalidae).
Proc. Symp. Oribatei, Philadelphia, PA, October 1975
- SINISTRIN, D.F. (1931): A glimpse into the life history
of the tapeworm of sheep *Moniezia expansa*.
J. Parasit. 17, 223-227
- STOLL, N.R. (1935): Tapeworm studies. I. Restricted pasture
sources of *Moniezia* infection in sheep.
Amer. J. Hyg. 21, 628-646

STRENZKE, K. (1952): Untersuchungen über die Tiergemeinschaften des Bodens: Die Oribatiden und ihre Synusien in den Böden Norddeutschlands.

Zoologica 104, 1-173

STUNKARD, H.W. (1937a): The life cycle of *Moniezia expansa*.

Science 86, 312

STUNKARD, H.W. (1937b): The life cycle of *Moniezia expansa*.

Biol. Bull. 73, 370

STUNKARD, H.W. (1937c): The life cycle of anoplocephaline cestodes.

J. Parasitol. 23, 569

STUNKARD, H.W. (1938): The development of *Moniezia expansa* in the intermediated host.

Parasitology 30, 491-501

STUNKARD, H.W. (1941): Studies on the life history of the anoplocephaline cestodes of hares and rabbits.

J. Parasitol. 27, 299-325

TOPP, W. (1981): Biologie der Bodenorganismen.

Quelle und Meyer-Verlag, Heidelberg

TULLGREN, A. (1918): Ein sehr einfacher Ausleseapparat für terricole Tierformen.

Z. angew. Ent. 4, 149-150

WALLWORK, J.A. (1958): Notes on the feeding behaviour of some forest soil acarina.

Oikos 9, 260-271

- WALLWORK, J.A. (1960): Observations on the behaviour of some oribatid mites in experimentally controlled temperature gradients.
Proc. Zool. Soc. London 135, 619-629
- WEIGMANN, G. (1969): Zur Taxonomie der europäischen Scheloribatidae mit der Beschreibung von *Topobates holsticus* n. sp.
Senckenbergiana biol. 50, 421-432
- WHARTON, G.W. (1946): Observations on *Ascoschöngastia indica* (Hirst, 1915) (Acarinida: Trombiculidae).
Ecol. Monogr. 16, 151-184
- WILLMANN, C. (1928): Moosmilben oder Oribatiden (Oribatidei).
In: DAHL, F.: Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile.
G. Fischer Verlag, Jena
- WINSTON, P.W., D.H. BATES (1960): Saturated solutions for the control of humidity in biological research.
Ecology 41, 232-237
- WOODRING, J.P., E.F. COOK (1962): The biology of *Ceratocetes cisalpinus* Berlese, *Scheloribates laevigatus* Koch and *Oppia neerlandica* Oudemans (Oribatei), with a description of all stages.
Acarologia 4, 101-137.

Herrn Prof. Dr. Dr. h.c. J. Boch möchte ich an dieser Stelle für die freundliche Überlassung des Themas und den mir zur Verfügung gestellten Arbeitsplatz am Institut danken.

Mein besonderer Dank gilt auch Herrn Dr. D. Barutzki für die wertvollen Hinweise und die jederzeit gern gewährte Anleitung bei der Anfertigung meiner Arbeit.

Dank schulde ich auch Herrn Dr. M. Kunst für seine Unterstützung bei der Bestimmung der Oribatiden.

Lebenslauf

Name: Peter-Georg Skorski

geboren: 29.5.1952 in Leipzig, Kreis Leipzig

Familienstand: verheiratet seit 6.5.1977

Eltern: Georg Skorski, Bundesbahnangestellter
Jutta Selle, geb. Hellmich, Putzmacherin

Grundschule: 1958-1964 in Leipzig
1965-1966 in Dortmund

Berufsausbildung: Feinmechaniker
Gesellenbrief am 22.9. 1969

Wehrdienst: Januar 1972 - März 1973

2. Bildungsweg: August 1974 - Juli 1977
am Westfalen-Kolleg in Dortmund

Abitur: Juli 1977

Studium: Wintersemester 1977/78- Wintersemester 1982/83
Studium der Tiermedizin an der
Universität München

Staatsexamen: 20.1.1983

Approbation: 1.6.1983

